UNIVERSITÉ DE LIÉGE
BELGIQUE

Vol. 13, 1936.

ARCHIVES
DE
L'INSTITUT DE BOTANIQUE
sous la direction
de Ray BOUILLENNE & A. MONOYER

1. R. BOUILLENNE : Nécrologie Auguste J. J. Gravis.
2. Table des matières du RECUEIL de quelques travaux d'anatomie végétale exécutés à Liége de 1929 à 1935, sous la direction de A. GRAVIS. (Vol. 13 bis des Archives).
3. J. DAMBLON et J. MOUREAU : Contribution à l'étude de la flore mycologique de la Baraque Michel.
4. L. DELARGE : Recherches sur la culture d'une Schizophycée, *Phormidium Uncinatum* Gom.
5. M. FOUARGE : Note sur la recolonisation des tourbières exploitées de la Baraque-Michel.
6. O. LAZAR : L'action du carotène comme activateur de la néoformation des racines chez *Impatiens Balsamina*.
7. A. MONOYER : Culture de la « Gomme des Sucreries » en laboratoire. Influence de la « Substance accessoire » sur la croissance de cet organisme.
8. P. PREVOT et F. C. STEWARD : Salient features of the root system relative to the problem of salt absorption.
9. P. PREVOT : Contribution à l'étude des phénomènes d'absorption des ions minéraux par les plantes. — Xérophytisme et absorption du brome chez *Vaccinium uliginosum L.* et *Empetrum nigrum L.*
10. H. WELSCH : Un calorimètre de haute précision.

Bulletin des Botanistes Liégeois :

11. Fasc. 1. M. DAHMEN : Les noms wallons des plantes.
12. Fasc. 2. P. BAAR : Les incertitudes de la mycologie.
13. Fasc. 3. A. MARÉCHAL : Florule de la banlieue liégeoise.

UNIVERSITY OF ARIZONA
MAR 15 1938
LIBRARY

EDITIONS DEHANTSCHUTTER
LIÉGE
—
1937.

580.6
L71
v.13

UNIVERSITÉ DE LIÉGE
BELGIQUE

Vol. 13, 1936.

ARCHIVES

DE

L'INSTITUT DE BOTANIQUE

sous la direction

de Ray BOUILLENNE & A. MONOYER

1. R. BOUILLENNE : Nécrologie Auguste J. J. Gravis.
2. Table des matières du RECUEIL de quelques travaux d'anatomie végétale exécutés à Liége de 1929 à 1935, sous la direction de A. GRAVIS. (Vol. 13 bis des Archives).
3. J. DAMBLON et J. MOUREAU : Contribution à l'étude de la flore mycologique de la Baraque Michel.
4. L DELARGE : Recherches sur la culture d'une Schizophycée, *Phormidium Uncinatum* Gom.
5. M. FOUARGE : Note sur la recolonisation des tourbières exploitées de la Baraque-Michel.
6. O. LAZAR : L'action du carotène comme activateur de la néoformation des racines chez *Impatiens Balsamina*.
7. A. MONOYER : Culture de la « Gomme des Sucreries » en laboratoire. Influence de la « Substance accessoire » sur la croissance de cet organisme.
8. P. PREVOT et F. C. STEWARD : Salient features of the root system relative to the problem of salt absorption.
9. P. PREVOT : Contribution à l'étude des phénomènes d'absorption des ions minéraux par les plantes. — Xérophytisme et absorption du brome chez *Vaccinium uliginosum L.* et *Empetrum nigrum L.*
10. H. WELSCH : Un calorimètre de haute précision.

Bulletin des Botanistes Liégeois :

11. Fasc. 1. M. DAHMEN : Les noms wallons des plantes.
12. Fasc. 2. P. BAAR : Les incertitudes de la mycologie.
13. Fasc. 3. A. MARÉCHAL : Florule de la banlieue liégeoise.

EDITIONS DEHANTSCHUTTER
LIÉGE
—
1937.

AVERTISSEMENTS

1. Grâce à l'appui généreux du Patrimoine de l'Université de Liége, le Professeur J. GRAVIS, ancien Directeur de l'Institut et du Jardin de Botanique à l'Université de Liége, a publié, en 1936, un " Recueil de quelques travaux d'anatomie végétale exécutés à Liége de 1929 à 1935. „

Ce " Recueil „ qui comporte environ 400 pages, groupe les recherches qui ont été effectuées sous sa direction dans le laboratoire de Morphologie végétale de feu le Professeur LONAY.

Nous regrettons vivement de ne pouvoir inclure dans le présent Volume des Archives ce remarquable ensemble de travaux anatomiques.

Ce " Recueil „ a été distribué directement à un petit nombre d'institutions scientifiques. Il ne pourra malheureusement être offert en échange à tous nos correspondants, son tirage ayant été limité.

Il constitue en quelque sorte un numéro hors série des Archives de l'Institut de Botanique. Ce volume devra porter le numéro 13 bis afin de pouvoir être éventuellement incorporé dans la série complète des Archives. Nous publions ci-après la table des matières du volume 13 bis.

* * *

2. Le présent volume des Archives contient une série de notes publiées dans le Bulletin des Botanistes Liégeois. Ce Bulletin édite des notes et des mémoires originaux émanant des membres de ce Cercle.

Il sera chaque année incorporé dans le volume des Archives.

En dehors des membres du Cercle, seuls les organismes qui entretiennent des relations d'échange avec notre recueil pourront donc le recevoir.

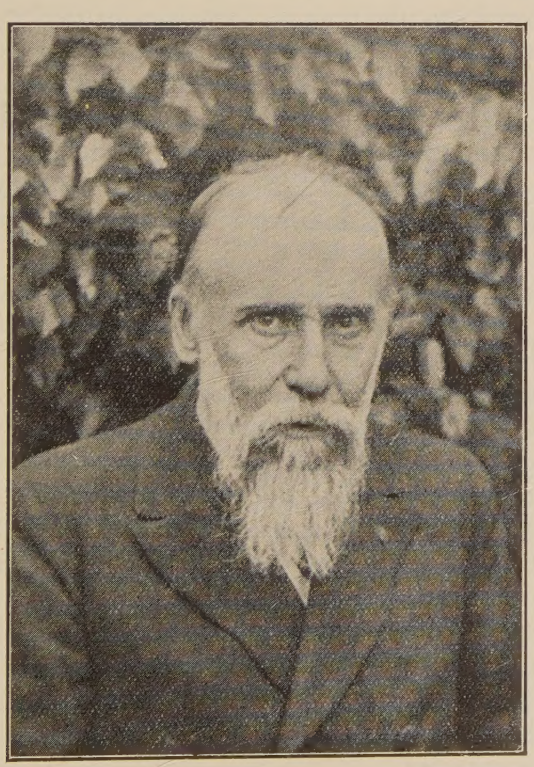
Nous espérons ainsi augmenter l'intérêt que nos lecteurs ont bien voulu témoigner jusqu'à présent à nos Archives.

Correspondances et échanges :
Dr. P. PREVOT, Secrétaire des Archives
3, rue Fusch, Liége, (Belgique)

Nécrologie

Auguste J. J. Gravis

(1857-1937)



R. Bouillenne Phot.

L'Université de Liége et la Faculté des Sciences ont perdu, le 2 janvier 1937, en la personne du professeur émérite A. Gravis, un de leurs maîtres parmi les plus éminents. Le professeur A. Gravis, émérite depuis 1927, fut pendant quarante années le Directeur du Jardin et de l'Institut de Botanique de l'Université de Liége. Il illustra la chaire de Biologie végétale par une belle et féconde carrière de savant. Son enseignement fut celui d'un maître profondément apprécié et admiré.

Auguste J. J. Gravis est né à Morlanwelz (Hainaut), le 29 août 1857. Il fit ses études à l'Université de Bruxelles et sortit brillamment docteur en Sciences naturelles en 1880. Lauréat du Concours des Bourses de voyage, il fréquenta pendant deux ans le laboratoire de Botanique de la Faculté des Sciences de Lille, pour étudier l'anatomie végétale sous la direction du prof. Eug. Bertrand, et le laboratoire de Botanique de l'Université de Strasbourg, en vue de faire des recherches de Cryptogamie, sous la direction du prof. A. de Bary.

Mais auparavant, en 1881, il avait été appelé à remplir les fonctions d'assistant temporaire à Liége pour le cours normal de Botanique fait aux instituteurs par le prof. Ed. Morren, et tout de suite après, il était attaché comme assistant à la chaire de Botanique de l'Université.

En 1883, pendant les travaux de construction de l'Institut de Botanique, il reçut une mission d'études au Laboratoire de Biologie marine de Naples. De retour à Liége en 1884, il se vit confier par le prof. Ed. Morren, l'organisation et la direction des exercices pratiques de Botanique qui furent institués cette même année par arrêté ministériel. Les étudiants eurent, pour la première fois en Belgique et en France, *chacun* l'usage d'un microscope et furent astreints à un travail personnel dans la mesure de leurs moyens et des disponibilités du laboratoire.

Deux ans plus tard, à la mort d'Ed. Morren, il fut nommé professeur extraordinaire et succéda à son chef comme directeur de cet Institut qui venait à peine d'être terminé, dans le cadre riant du Jardin botanique et des serres dont la création, déjà en 1836 sous le prof. Charles Morren, avait été la première étape de la constitution du Département de Botanique de notre Université.

C'est dans cet Institut que A. Gravis a travaillé et enseigné pendant de longues années. De nombreux élèves l'ont suivi dans ses recherches; il fut l'un des premiers anatomistes de son époque. L'Université de Liége et la Faculté des Sciences ont de multiples raisons de regretter celui qui leur a consacré le meilleur de sa science et de son énergie.

Je voudrais évoquer ici la maîtrise de son enseignement et le glorieux cortège de ses travaux. Cette tâche, je l'entreprends avec un affectueux empressement, car j'ai personnellement contracté envers lui qui fut le maître de ma formation de botaniste et le guide de mes premiers essais, une inoubliable dette de reconnaissance, et c'est pour moi une sorte de réconfort, dans le deuil que je ressens profondément, de pouvoir lui adresser publiquement l'hommage de toute ma gratitude.

Dans le modeste aperçu des mérites scientifiques et pédagogiques de A. Gravis, je ne pourrai tout dire, la liste de ses travaux et publications, plus de 200, est trop longue pour que je puisse même en faire la plus simple énumération.

C'est l'homme de science que j'eus d'abord le privilège de fréquenter et d'apprécier. Je me rappellerai toujours comment il était alors dans l'ardente atmosphère d'une de ses plus importantes recherches. C'était pendant la guerre, il avait accepté mon humble et jeune collaboration dans la préparation des 60.000 coupes anatomiques qui furent nécessaires. Peu à peu, il m'avait initié à la recherche elle-même.

Devenu élève de notre Université, j'ai vécu dans l'intimité de son laboratoire. Je l'ai vu inlassable et minutieux, enthousiaste à chaque nouveau progrès. La rigueur de ses observations serrait la réalité de si près que même ses plus anciens travaux, datant de 1885, demeurent encore aujourd'hui inattaquables et restent, comme les avait qualifiés Ed. Morren, des chefs-d'œuvre d'anatomie descriptive.

Les dessins, si nets, si précis et en même temps si beaux, ont toujours su exprimer le moindre détail de structure histologique, tout en maintenant bien visibles les grandes lignes de l'architecture du végétal étudié. Pour A. Gravis, la valeur de l'observation dépendait à la fois de la sagacité du raisonnement, de l'acuité de la vue, de la propreté de la manipulation. N'avait-il pas fait inscrire en illustration de cette pensée, sur le grand mur du laboratoire de candidature, les mots *manu*, *oculo*, *mente*.

Il n'était satisfait pour lui-même comme pour ses élèves, que devant des représentations exactes. Et si dans ce domaine il blâmait toutes fantaisies artistiques, à cause de leur imprécision, il professait une grande admiration pour l'objectivité du grand peintre David et développait avec plaisir un certain parallélisme entre les vies du savant et de l'artiste, toutes deux passionnées et désintéressées.

Il avait débuté d'ailleurs sous l'autorité du maître extrêmement sévère qu'était Eug. Bertrand, chef de l'Ecole française d'anatomie végétale à Lille, auprès duquel il avait travaillé plusieurs années à cette belle monographie sur *Urtica dioïca*, publiée en 1885 et restée célèbre jusqu'aujourd'hui. Il y mettait au point définitivement, dans une espèce végétale, un ensemble de documents cohérents et précis sur la structure des tiges, des racines, des feuilles. La technique des coupes successives employée était fort peu répandue à cette époque. Elle lui a permis de suivre, depuis le bas jusqu'en haut, sans en rien perdre, les divers aspects de la

structure d'un organe. Il put constater ainsi que, dans une même espèce, la structure des tiges par exemple, n'est pas la même aux différentes hauteurs. Les éléments les plus caractéristiques de ces structures sont les tissus vasculaires, le bois et le liber accouplés en une entité vasculaire : le faisceau libéro-ligneux, ainsi que Bertrand venait de le préciser à cette époque. Le faisceau est reconnaissable de coupe en coupe le long d'une même tige. Il mit en évidence que le nombre et la disposition de ces faisceaux varient suivant le niveau de l'organe. Le service ainsi rendu à la science anatomique était considérable car, on s'était contenté le plus souvent, pour décrire la structure d'une espèce végétale, de pratiquer une seule coupe transversale à un niveau quelconque de la tige, ce qui amenait certains auteurs à déterminer comme espèces différentes des sections d'un même organe, appartenant à la même plante !

La variation si bien étudiée chez *Urtica dioïca*, suivant la hauteur, fait apparaître des structures qui, tout en présentant des *modèles* différents, restent cependant apparentées entre elles et constituent un *type* bien caractéristique d'une espèce donnée.

Dans ce même mémoire, son premier, on constate aussi une réelle indépendance d'idée puisque la structure de l'hypocotyle des plantules d'*Urtica*, en voie de germination, est expliquée non pas par la fameuse théorie de Van Tieghem de torsion à 180° des éléments vasculaires, mais par un simple contact des faisceaux caractéristiques de la tige avec les pôles caractéristiques de la racine. Il a fallu attendre jusqu'en 1910 pour que cette question de la torsion des tissus vasculaires soit reprise par Chauveaud et reçoive une nette confirmation de son point de vue. D'ailleurs, A. Gravis a traité plus tard la question dans son ensemble sur un matériel de plus de 200 espèces et mis en avant, en 1919, la théorie des « Triades » qui est en train de rallier un très grand nombre de botanistes.

Les travaux d'anatomie réalisés à Liége ont été grandement facilités par les résultats qu'il obtint en 1883, lors de son séjour à Naples. Il y expérimenta en effet les diverses méthodes usitées pour fixer sur porte-objet les coupes incluses dans la paraffine; car, aucun des procédés connus n'était complètement satisfaisant pour ses recherches et il parvint à mettre au point une nouvelle technique à la gélose, dont nous lui sommes encore reconnaissants pour sa rapidité et sa docilité.

Comme suite aux travaux de Falkenberg, de De Bary et de Guillaud, il a consacré une longue monographie à *Tradescantia virginica*, ce qui l'a conduit à rectifier le *type* des structures particulières de la famille des Commélinacées, qui avaient été mal comprises par l'Ecole allemande. Avec ses élèves au Doctorat en Botanique, il a entrepris l'étude des différents *types* de structure qui caractérisent certaines familles et tente de dégager les caractères anatomiques résultant de l'adaptation (caractères spécifiques) de particularités histologiques indépendantes des conditions de milieu (caractères de pure hérédité). Une copieuse série de travaux, effectués par lui-même et par ses élèves a paru depuis 1896, date de publication du célèbre mémoire sur *Tradescantia virginica*. Celui-ci a apporté à l'anatomie végétale une contribution hautement appréciée; et l'ensemble de la production de l'Institut fut désigné à l'étranger sous le nom de « Ecole de Liége ».

Je ne puis entreprendre de citer tous ces travaux, mais seulement j'épinglerai :

Anatomie comparée de *Chlorophytum* (Ait.) et du *Tradescantia virginica* (L.), publié en 1900 avec la collaboration de P. Donceel;

Contribution à l'anatomie des *Amarantacées*, en collaboration avec Mlle A. Constantinesco;

Contribution à l'anatomie des *Commélinées*, paru en 1909;

Les mémoires de Michiels sur les plantules des *Palmiers*,

de Nihoul sur *Ranunculus arvensis*, de Mansion sur le genre *Thalictrum*, de H. Lonay, notre regretté collègue prématurément arraché à l'estime de notre Faculté, sur les téguments séminaux des Renonculacées;

Les travaux de Sterckx, Nypels, Goffart, Mlle Fritché, Borieux, avant la guerre et après la guerre, ceux de Chainaye, Joyeux, Rousseau, de notre collègue Monoyer, qui a su habilement élucider les phénomènes d'accroissement diamétral des *Palmiers*.

Etc...

Ces divers travaux ont pu dégager le plan architectural d'ensemble d'un grand nombre d'espèces; ils ont fourni une synthèse anatomique qui est l'hypothèse des *traces foliaires*; ils ont apporté des faits qui prouvent réellement l'existence de *types de structure* provenant de l'évolution même du végétal; ils ont aussi révélé que les structures internes et les caractères morphologiques externes sont en liaison étroite avec les phénomènes écologiques. C'est ainsi que ces recherches d'Anatomie végétale se trouvent actuellement mêlées aux discussions soulevées à propos des théories de l'évolution, aussi bien qu'aux tâtonnements de la Botanique systématique et aux expériences de Physiologie.

Ce point de vue fut très bien compris par A. Gravis, car ses dernières publications ont porté sur l'étude des plantes aphylles comme les *Ruscus*, les *Cactées*, des plantes à feuilles éphémères comme *Genista radiata* et sur celle des phénomènes de nanisme qui s'accompagnent d'une floraison prématurée dans certaines conditions de cultures expérimentales et dans certaines localités à l'état de nature. Celles-ci forment un volume émouvant qui vient à peine de sortir de presse par les soins généreux de notre Patrimoine universitaire.

Le très important progrès réalisé par ses mémoires et ceux de ses nombreux collaborateurs auxquels il a su insuf-

fier toute son âme enthousiaste, restera une des gloires de la Botanique belge.

D'ailleurs, son inlassable labeur de recherches le désignait successivement à l'attention de Sociétés scientifiques qui l'appelaient comme membre, comme secrétaire ou comme président : Société Royale de Botanique de Belgique, Société Botanique de France, Société Royale des Sciences de Liége, Société Belge de Microscopie, Société Belge de Biologie, Société Royale Linnéenne de Bruxelles, Société Royale d'Horticulture de Liége; il fut élu membre correspondant de l'Académie Royale des Sciences, Lettres et Beaux-Arts de Belgique en 1899 et membre titulaire en 1905; Corresponding Fellow of the Botanical Society of Edinburgh (1906). Il était également secrétaire du Conseil de Surveillance du Jardin Botanique de l'Etat à Bruxelles depuis 1906. Le Gouvernement belge reconnaissait ses rares mérites en le nommant Chevalier de l'Ordre de Léopold en 1899, Officier du même Ordre en 1910. Entretemps, il reçoit la médaille commémorative du règne de S. M. Léopold II (1905), Officier du Mérite agricole de la République française (1907), décoration civique, médaille de 1re classe (1909). Puis en 1921, il est nommé Commandeur de l'Ordre de Léopold; la croix civique de première classe l'honore en 1923 et il termine sa carrière universitaire avec le grade de Grand Officier de l'Ordre de Léopold (1927).

* * *

A côté de ses travaux de laboratoire, A. Gravis s'est consacré, surtout dans les dernières années de sa vie, à la technique de l'enseignement.

Il avait la vocation et l'esprit du pédagogue. Il s'intéressait profondément à la formation intellectuelle et sociale des jeunes gens qui lui étaient confiés.

Ses cours étaient extraordinairement précis et ordonnés; ses leçons étaient si claires que les éléments principaux en

restaient gravés dans la mémoire : les multiples témoignages des anciens élèves s'accordent sur ce point.

Comme beaucoup de biologistes de sa génération, il restait prudemment objectif. Il évitait de s'engager dans le dédale des discussions philosophiques, alors que les faits trop rares ou insuffisamment formulés ne permettaient aucune hypothèse sérieuse.

Après la guerre, il a publié, en deux parties, son cours de Botanique à la Candidature en Sciences naturelles : Eléments de Morphologie végétale - Eléments de Physiologie végétale.

La première partie est une œuvre complètement originale, dont la concision et la clarté sont tout à fait remarquables. Ne m'a-t-on pas proposé plusieurs fois de la traduire en langue étrangère; mais son ambition n'allait pas jusqu'à donner son accord.

Tout ceci suffirait à l'éloge d'un homme de haut mérite.

Cependant il a fait davantage.

Après une expérience de plus de 25 années de professorat à la Candidature en Sciences naturelles, A. Gravis dénonce dans toute sa tragique importance, la formation inadéquate des jeunes gens qui ont terminé leurs études moyennes. Son discours rectoral de 1912 constatait que les jeunes gens qui arrivent à l'Université « n'ont aucune initiative, sont incapables de comparer, de réfléchir, de saisir les idées directrices, en un mot, incapables d'étudier ». Or, « savoir est le résultat d'un travail de recherche, d'intelligence et de réflexion et non d'un effort de mémoire ».

Il comprenait cette grave erreur pédagogique qui, en surchargeant la mémoire des jeunes, ralentit le développement de leur intelligence et la marche de leurs études, qui atténue leur activité et, les laissant paresseux en face de tout changement, les oriente vers la contemplation facile de ce qui est fixé, passé, écrit.

Il voulait que les étudiants deviennent capables d'obser-

ver et de décrire correctement, qu'ils aient des idées précises et du bon sens. Il a dès lors freiné sur la route de la science pure et s'est élancé avec la même ardeur de dévouement sur un chemin nouveau, pour le sacerdoce de l'éducation des jeunes gens. Et il a lutté résolument, opiniâtrement.

D'abord, il s'est astreint à créer de toutes pièces un traité de Botanique élémentaire à l'usage de l'enseignement secondaire et le moins qu'on puisse dire de ce livre, paru en 1912, c'est qu'il est parfait.

Puis, à partir de 1919, il dénonce les défauts de l'enseignement secondaire en général, surcharge des programmes, surmenage des jeunes gens, mauvaise formation des futurs professeurs, qui ont perdu, disait-il, « dans leur trop rapide spécialisation, la notion de culture générale ».

Il publie, sans reprendre haleine, septante-six articles de pédagogie; il organise des enquêtes, propose des réformes, apporte à cette tâche une énergie, une patience entêtée, une probité et un optimisme admirable que rien ne désarme.

Avec 2000 réponses à ses enquêtes, rédigées par le personnel enseignant, il établit des rapports détaillés et ne s'arrête dans ce combat que sur son lit de mort.

Avec courage et audace, A. Gravis a soulevé cet énorme problème qu'il faut résoudre pour que l'enseignement supérieur puisse aller de l'avant, dans l'intérêt des universitaires et des sciences elles-mêmes.

Les discours de notre éminent Recteur, sur ce sujet, lui avaient apporté le réconfort et l'espoir.

Mais, dans cette lutte, que de désillusions ! Certains de ses élèves, parmi ceux qu'il avait formés avec le plus d'affectueuse sollicitude et qu'il désirait engager dans l'arène des réformes de l'enseignement moyen, ne l'ont pas suivi. Ce ne fut point, j'en témoigne sur l'honneur, parce qu'ils désavouaient la nouvelle activité de leur Maître infiniment respecté, mais parce que, trop jeunes, ils n'en n'avaient pas compris l'urgente

nécessité et qu'aussi bien l'enthousiasme scientifique que celui-ci leur avait insufflé les détournait de toute autre activité, si noble fût-elle.

Le professeur A. Gravis s'en est allé dans sa quatre-vingtième année, environné d'une escorte d'honneur : l'affection de ses pairs, l'admiration reconnaissante de ses élèves, le souvenir profondément ému du personnel de l'Institut et du Jardin de Botanique, l'estime des savants belges et étrangers et le respect de tous pour l'homme honnête, probe et dévoué qu'il a été durant toute sa vie.

Liége, le 5 janvier 1937.

R. Bouillenne.

UNIVERSITÉ DE LIÉGE
BELGIQUE

(Vol. 13 bis 1936).

RECUEIL DE QUELQUES TRAVAUX D'ANATOMIE VÉGÉTALE EXÉCUTÉS A LIÉGE DE 1929 A 1935.

A. GRAVIS, Théorie des Traces foliaires.

— Nanisme et Pédocarpisme du *Plantago Coronopus*.

— Observations anatomiques et éthologiques sur les *Cactacées* et les *Lemnacées*.

— Observations anatomiques et éthologiques sur le *Genista radiata*.

J. JOYEUX, Recherches anatomiques, systématiques et éthologiques sur les *Asparaginées*.

— Nouvelle contribution à l'anatomie et à la systématique des *Asparaginées*.

E. FRITSCHÉ, Ethologie du *Tussilago farfara*.

A. MONOYER, Structure des faisceaux pétiolaires du *Raphia*.

D. ROUSSEAU, *Kleinia articulata*.

A. GRAVIS, Discours au Congrès des Sciences de 1930.

— L'Anatomie végétale.

— Contribution à l'étude des Variations.

— Contribution à l'étude des Cactées.

— Quelques considérations sur les Plantes aphylles.

— Centième anniversaire de F. Crépin.

— Notes pédagogiques.

CONTRIBUTION A L'ÉTUDE DE LA FLORE MYCOLOGIQUE DU PLATEAU DE LA BARAQUE MICHEL

par **J. Damblon** et **J. Moureau.**

Nous avons eu l'occasion cette année, grâce à l'amabilité de Monsieur le Professeur Bouillenne, de faire un séjour prolongé à la Station Scientifique de l'Université de Liége au Mont-Rigi.

Au cours de nos nombreuses promenades sur le plateau des Hautes Fagnes nous avons récolté bon nombre de champignons dont nous croyons utile de publier la liste.

Celle-ci ne concerne que les espèces d'été et de début d'automne, car nous avons commencé cette étude en fin juin pour la terminer au début d'octobre.

Ce relevé est évidemment incomplet ; aussi, nous proposons-nous de le poursuivre au cours des années qui vont suivre.

Avant de commencer l'énumération des espèces, nous estimons intéressant de donner un bref aperçu des conditions naturelles dans lesquelles nous les avons trouvées.

Le sous-sol du plateau de la Baraque Michel se compose de quatre couches de roches (1).

La couche de base est constituée de bancs alternants de phyllades et de quartzophyllades réviniens, bancs dont le bombement a porté le haut plateau à une altitude variant de 600 à 700 mètres. Sur ces bancs, repose une argile d'épaisseur variable enrobant des blocs de quartzite et des quartzophyllades en désagrégation. La troisième couche est formée d'une argile blanche à silex plus ou moins éclatés (restes de terrains crétacés) sur laquelle s'est déposé, en épaisseur variable, un limon brun, remanié, contenant des blocs de quartzite parfois volumineux (2).

(1) Renier, 1925. (Voir session *Soc. Belg. Géol., de Paléont. et d'Hydrol.*, Hayez, 1928).

(2) Ray. Bouillenne, *Compte rendu Herb. Gén. Soc. Roy. Bot. Belg.* Fagnes Baraque Michel, 1934. (Bull. Soc. Roy. Bot. Belg. T. LXVIII fasc. 1, p. 21, 1935).

Ce limon ne se rencontre plus que sur le sommet des mammelons (Botrange, Mont-Rigi, Baraque Michel, Noir Flohay, Cléfay, Roerbusch, Losheimergraben) ou dans le fond des vallées (Roer, Bayehon, Warche). Il constitue le sol de ce qu'on appelle les « Setchs Champs ». Ailleurs, il a disparu pour faire place à une couche de tourbe plus ou moins épaisse.

Le plateau de la Baraque Michel est très humide et les sources y sont nombreuses. M. Ray. Bouillenne, dans l'étude qu'il fit en 1933, en a relevé 156 sans compter les innombrables résurgences. Elles jaillissent ordinairement d'un canal creusé dans l'argile blanche et dure. Elles forment une ceinture presque continue aux « Setchs Champs » et sont localisées sur la bordure de ceux-ci, là où le sol ferme fait place à la tourbe des fagnes (3).

Nous nous trouvons sur le plateau en présence d'un sol à pH. nettement acide. Cette acidité a été mise en évidence par l'étude réalisée par M. et Mme Bouillenne sur les eaux de cette région (4). Voici, en résumé, les résultats généraux des mesures faites par ces auteurs :

eaux de sources	pH. 5 à 5,5.
eaux des tourbières	pH. 4,1 à 4,6.
eaux de *Sphagnetum*	pH. 3,8 à 3,9.

Le plateau de la Baraque Michel, du fait de son altitude, se trouve presque toute l'année dans la zône des nuages ; c'est dire que l'humidité de l'air y est très grande et les pluies fréquentes (1200 à 1400 mm. de précipitation annuelle).

Cette grande humidité jointe à l'acidité du sol a une influence importante sur la répartition des associations végétales (5).

La majeure partie des « Setchs Champs » est plantée d'*Epicea*. Sous la ligne des sources, on ne rencontre presque plus de plantations ; nous nous trouvons dans la fagne proprement dite. L'association typique des fagnes humides est, en général, un *Sphagnetum* ou un *Calluneto-sphagnetum*. Quand la fagne est plus sèche, ces associations font place à un *Molinietum* presque pur. Dans les fagnes incendiées nous rencontrons une association à base de *Polytrichum* et de *Salix cinerea* souvent colonisée, quand elle est assez vieille, par un taillis constitué de *Betula alba*, *Salix repens*, *Alnus glutinosus*, *Sorbus aucuparia*, *Populus tremula* et *Rhamnus frangula*. Cette association forme parfois un bosquet très dense (Fagne de Botrange) d'arbres de quatre à sept mètres de hauteur. Enfin, on rencontre, disséminés sur le plateau, particulièrement sur les « Setchs Champs », des ilôts de chênes, hêtres et bouleaux plus ou moins étendus.

La majorité des Champignons qui figurent sur la liste ci-après a été récoltée dans

(3) Ray. Bouillenne. *Les Eaux des Tourbières de la Baraque Michel.* (Ann. Soc. Géol. Belg. T. LVII, fasc. 5 ; 1934).

(4) Ray. et M. Bouillenne. *Contrib. Phytogéogr. Hautes Fagnes Belg.* (Bull. Soc. Roy. Bot. Belg. T. LXVIII, fasc. 1, p. 41 ; 1935).

(5) Ray. et M. Bouillenne. *Evolution récente de la végétation des Hautes Fagnes du Plateau de la Baraque Michel en Belgique.* (Bull. Soc. Roy. Bot. Belg. T. LIII, fasc. 2 ; 1932).

les sapinières et les bois de feuillus, c'est-à-dire sur sol de limon (Setchs Champs). Quelques espèces ont été trouvées en lisière des fagnes sous l'association de bouleaux, aulnes, peupliers trembles et saules.

Avant nous, M. L. Imler, le distingué mycologue anversois, a publié une note sur quelques espèces qu'il a récoltées au cours de l'herborisation générale de la Société Royale de Botanique de Belgique dans les Hautes Fagnes en Juillet 1934 (6). Dans cette note l'auteur cite : *Coprinus micaceus, Collybia distorta, Collybia dryophila, Collybia platyphylla. Nematoloma capnoides, Nematoloma fasciculare, Amanita rubescens, Lactarius rufus, Amanita ampla* Pers. (Sensu Gilbert), *Naucoria myosotis* (Fr.) Qu., et *Leptonia Rickeni* Romagnesi.

Comme nous avons bénéficié d'un séjour assez long sur le plateau des Hautes Fagnes, nous avons pu réunir un matériel plus important.

Dans la rédaction de la liste qui suit, nous avons adopté, pour les Ascomycètes, la classification d'Engler et Prantl (7), pour les Basidiomycètes, celle de Konrad et Maublanc (8). Les chiffres romains représentent l'époque des récoltes.

ASCOMYCETES

Euascés.

HELVELLINEES

Fam. Rhizinacées.

G. Rhizina.

1. *Rh. inflata* (Schaeff.) Sacc. C. autour des feux de bois dans les sapinières. Ce champignon nous apparaît comme une motte de chocolat fondu, bordée d'un liséré blanc. VII-X

PEZIZINEES

Fam. Pezizacées.

G. Peziza.

2. *P. badia* Pers. CC. sur l'argile nue des fossés des coupe-feux et en lisière des sapinières dans les mousses, sur tout le plateau. VII-X

G. Otidea.

3. *O. onotica* (Pers.) Fuck. Même habitat que le précédent, mais assez rare ; vallée de la Roer. VIII

---

(6) L. Imler. *Note sur qq. Champ. réc. Herb. Gén. Soc. Hautes Fagnes* 1934 (Bull. Soc. Roy. Bot. Belg. T. LXVIII, fasc. 1, p. 38 ; 1935).

(7) A. Engler und K. Prantl. *Die natürlichen Pflanzenfamilien*. I. Teil. Abt. 1 ; Leipzig 1897.

(8) P. Konrad et A. Maublanc. *Icones selectae Fungorum*, Paul Lechevalier, éditeur, Paris 1924.

Fam. Hélotiacées.

G. Coryne.

4. *C. sarcoides* (Jacq.) Tul. Les difficultés que nous avons éprouvées à situer cette espèce dans la classification nous incitent à en donner la synonymie et la bibliographie.

Coryne sarcoides. Tulasne. Carp. T. 3., p. 190 ; Engler et Prantl, Pflanzenfamilien, 1897, t. I, 1. p. 209, pl. 164 fig. E, F. ; Bigeard et Guillemin, Fl. Champ. Sup. 1909, p. 525 ; Lambotte, Fl. Myc. Belg. 1880, T. II, p. 502 ; Boudier. Hist. Discomyc. Europe, p. 97.

Bulgaria sarcoides J. Kickx. Fl. Cryp. Flandres, 1867, p. 499 ; Gillet, p. 147, pl. 863 ; Roumeguère, Crypt. Ill. 1870, p. 73.

Peziza sarcoides Persoon. Syn. Fung. p. 633, n .5 ; Myc. Europ. t. I, p. 320, n. 282.

Peziza tremelloidea Bulliard, p. 410, fig. 1.

Ombrophila sarcoides Karst., Wunche, Fl. Champ. 1883, p. 409 ; (Stade conidifère, Van Tieghem : Traité de Bot. T. II, p. 1144 ; 1873).

Tremella dubia Persoon, Syn. 630. n. 25.

Tremella sarcoides Fries, Syst. Myc. II, p. 215, 1836-38 ; Bolton, History of Funguses t. 101. fig. 2, 1788-91 ; Nees, Syst. f. 143, 1816 ; Schaeffer, t. 323, fig. 1, 3, 4, 5, 6, 1861-65 ; Quélet, Jura et Vosges, p. 316 ; Dickson, Crypt. I, 21 ; Vanderhaegen, Hym. Belg. p. 174, 1897.

Remarques : Quélet, dans Jura et Vosges, note que *Trémella sarcoides* n'est autre chose qu'une forme stérile de *Bulgaria sarcoides.*

Une note manuscrite de Monsieur Leguë dans l'exemplaire de Gillet lui ayant appartenu indique (p. 147) : « Il existe une forme conidienne de *Bulgaria sarcoides*, ni asque, ni baside, de simples conidiophores. (Pat. in litt. 10 décembre 1909) ».

Ce beau petit champignon qui mesure de 0,5 cm. à 1,5 cm. a été récolté à la Station Universitaire du Mont-Rigi, sur une branche de *Sorbus aucuparia* pourrie et enfouie sous les herbes.

Sur cette branche, nous avons trouvé une vingtaine d'exemplaires dont les plus jeunes en forme de petites massues violacées s'alignaient dans une fente de l'écorce. Les plus vieux, réunis en touffes, avaient la forme de disques étalés, excavés, d'un rouge violet clair. Les asques étaient claviformes allongées et contenaient huit spores biloculaires fusiformes un peu arquées, légèrement rose-violacées, presque hyalines. X-XI

Fam. Cénangiacées.

TR. BULGARIÉES.

G. Bulgaria.

5. *B. inquinans* (Pers.) Fr. CC. au Roerbusch où nous l'avons trouvé sur du hêtre coupé. VII-X

Fam. Phacidiacées.

TR. PHACIDIÉES.

G. Rhytisma.

6. *Rh. acerinum* (Pers.) Fr. Sur les feuilles d'un érable dans la vallée de la Warche VII-IX

PYRENOMYCETINEES

Fam. Hypocréacées.

TR. NECTRIÉES.

G. Nectria.

7. *N. Cinnabarina* (Tode) Fr. Sur un groseillier (branche morte) à Sourbrodt. IX
8. *N. ditissima* Tul. Même station que l'espèce précédente.

Fam. Xylariacées.

TR. HYPOXYLÉES.

G. Daldinia.

9. *D. concentrica* (Bolt.) Ces. et de Not. Quelques exemplaires sur le tronc d'un bouleau mort et à moitié enfoui dans les herbes, en bordure d'une fagne près de Kalterherberg. VIII

TR. XYLARIÉES.

G. Xylaria.

10. *X. hypoxylon* (L.) Grev. Sur souche de hêtre au Roerbusch. X
11. *X. polymorpha* (Pers.) Grev. Même station que l'espèce précédente.

BASIDIOMYCETES

Protobasidiomycètes.

TREMELLALES

Fam. Tremellacées.

G. Tremella.

12. *Tr. mesenterica* Fr. ex Retz A.R., sur des branches de sapin au Mont-Rigi. X
13. *Tr. encephala* Willd. Quelques exemplaires seulement au Mont-Rigi sur une branche de sapin tombée. X
14. *Tr. foliacea* Fr. ex Pers. Sur tronc de hêtre au Roerbusch. Nous avons trouvé trois exemplaires de cette espèce, formant des masses gélatineuses assez importantes à la base d'un hêtre. X
15. *Tr. viscosa* Schum. R. Un exemplaire vieux sur une souche de bouleau dans la tourbe. Mont-Rigi. X.

Autobasidiomycètes.

A. HETEROBASIDIES

DACRYOMYCETALES

Fam. Calocéracées.

G. Calocera.

16. *C. viscosa* Fr. ex Pers. CC., dans toutes les sapinières du plateau, sur les souches. VI-X

B. HOMOBASIDIES.

1. Gymnocarpes.

APHYLLOPHORALES

Fam. Cantharellacées.

G. Cantharellus.

17. *C. cibarius* Fr. C. au Grand Bongard, vallées de la Roer et du Bayehon. R. ailleurs. VI-VII
18. *C. cinereus* Fr. ex Pers. A.R., près de Reinhardstein. VIII
19. *C. tubaeformis* Fr. ex Bull. A.R., Roerbusch IX

Fam. Clavariacées.

G. Clavaria.

S. G. Clavella

20. *C. (Clavella) vermicularis* Fr. R. une seule station au bord de la route de Malmédy au Mont-Rigi. VII

S. G. Clavulina.

21 *C. (Clavulina) amethystina* Fr. ex Bull. AR., Grand Bongard sous des conifères parmi *C. cristata.* VIII
22. *C. (Clavulina) cristata* Fr. ex Pers. A.C., un peu partout dans les sapinières. VIII-IX
23. *C. (Clavulina) cinerea* Fr. ex Bull. R., une seule station près de Reinhardstein sous des conifères. VIII
24. *C. (Clavulina) rugosa* Fr. ex Bull. R., au Roerbusch. VI

Fam. Cyphellacées.

G. Porothelium.

25. *P. fimbriatum* Pers. R., une seule station dans une sapinière au Mont-Rigi. X
Cette espèce couvrait presque toute la base du tronc et des premières branches d'un petit sapin mort et couché sur le sol.

Fam. Corticiacées

TR. STÉRÉÉES.

G. Stereum.

26. *S. purpureum* Fr. ex Pers. C., sur les hêtres du Roerbusch, VI-X
27. *S. hirsutum* Fr. ex Willd. CC., sur troncs de hêtres morts, debout ou abattus. VI-X

Fam. Hydnacées.

TR. PHYLACTÉRIÉES.

G. Phylacteria.

28. *P. terrestris* (Ehrh.) Pat. AC., dans les sapinières et au Roerbusch. VI-X

G. Sarcodon.

29. *S. imbricatum* (Fr. ex L.) Qu. R., une seule station sous conifères à Loseimergraben. VIII

Nos exemplaires étaient de taille réduite.

TR. HYDNÉES.

G. Mycoleptodon.

30. *M. ochraceum* (Fr. ex Bull.) Pat. Un seul exemplaire sur un rameau mort de *Betula alba* au Grand Bongard. VIII

G. Mucronella.

31. *M. aggregata* Fr. Un seul exemplaire sur l'écorce d'un sapin à demi pourri, Mont-Rigi. X

G. Hydnum.

32. *H. repandum* Fr. ex L. AC. dans la hêtraie du Ghamsterbach VIII-IX
38. *H. repandum. var rufescens* (Pers. ex Schaeff.) C. dans la vallée du Bayehon et de la Warche. VIII-IX

Fam. Polyporacées.

TR. MÉRULIÉES.

G. Mérulius.

34. *M. crispatus* Fr. R., sapinières, Mont-Rigi. X

TR. POLYPORÉES.

G. Lenzites.

35. *L. saepiaria* Fr. ex Wulf. C., sapinières, un peu partout. VI-IX
36. *L. betulina* Fr. ex L. AC. sur *Betula alba* à la Stat et sur souche de hêtre au Roerbuch. VI-X

37. *L. quercina* (Fr. ex L.) Qu. C. sur les souches de Chênes au Getzbusch. VIII
Cette espèce formait sur certaines souches des masses volumineuses qui avaient parfois l'aspect de draperies.

G. Coriolus.

38. *C. zonatus* (Fr.) Qu. Une seule station peu importante sur souche e *Populus tremula* dans la vallée de la Stat. VII
39. *C. versicolor* (Fr. ex L.) Qu. CC., partout. VI-X

G. Ganoderma.

40. *G. applanatum* (Fr. ex Pers) Pat. C., dans les hêtraies et notamment au Roerbusch où nous avons trouvé de nombreux exemplaires dont quelques-uns étaient très vieux. VI-X
41 *G. lucidum* (Fr. ex v. Leyss.) Karst. Deux beaux exemplaires sur la même souche de hêtre, Roerbusch. X

G. Fomes.

S. G. Xanthochrous.

42. *F. (X.) perennis* (L.)Pat. CC., dans toutes les sapinières. VI-X
43. *F. (X.) tomentosus* (Fr.) Pat. Un seul exemplaire sur un sapin en bordure du chemin de la Vecquée. VII

S. G. Phellinus.

44. *F. (Ph.) igniarius* (Fr. ex L.) Deux exemplaires jeunes sur un vieux sorbier au bord de la route du Mont-Rigi à Sourbrodt ; un autre exemplaire sur bouleau au Grand Bongard. M. Fagnoul a trouvé dans la couche à Bouleau d'une tourbière un exemplaire fossile de *F. (Ph.) robustus* (Karst.) Bresadola. VIII

S. G. Ungulina.

45. *F. (U.) betulina* (Bull.) Pat. CC., sur les Bouleaux, partout. VI-X
46. *F. (U.) marginata* (Fr.) Pat. CC., sur souches de sapin, partout. VI-X

G. Leptoporus.

47. *L. adustus* (Fr. ex Willd.) Qu. Ar. Une station dans la sapinière du Mont-Rigi, une autre sur une souche de sapin au bord de la route, à Botrange. VII-X
48. *L. albidus* Schaeff. C., sur souches de sapin, partout. VI-X
49. *L. caesius* (Schrad.) Qu. C., sur souche de sapin, un peu partout. VI-X
50. *L. floriformis* Qu. Nous avons trouvé deux exemplaires de cette très rare et jolie petite espèce sur un sapin tombé. Mont-Rigi. X

G. Spongipellis.

51. *S. borealis* (Fr. ex Wahl.) Pat. Nous n'avons trouvé qu'un seul exemplaire de la forme parfaite de cette espèce. X

G. Leucoporus.

52. *L. brumalis* (Fr. ex Pers.) Nous en avons trouvé deux exemplaires sur un rameau de Noisetier tombé, dans la vallée du Bayehon. VIII

G. Melanopus.

53. *M. varius* Fr. Trois exemplaires sur souches de hêtre, Roerbusch. X

G. Polyporus.

54. *P. sulfureus* Fr. ex Bull. Un seul exemplaire petit et mal formé sur un vieux hêtre, Roerbusch. VI

2. Hemiangiocarpes.

AGARICALES

Fam. Bolétacées.

G. Tylopilus.

55. *T. felleus* (Fr. ex Bull.) Karst. Nombreux exemplaires de très grande taille dans les sapinières des vallées du Bayehon et de la Roer. VII-VIII

G. Boletus.

S. G. Ixocomus

56. *B. (Ix.) granulatus* Fr. ex L. Quelques exemplaires à la lisière d'une sapinière. — Fagne Wallonne. VII
57. *B. (Ix.) bovinus* Fr. ex L. Quelques exemplaires au Roerbusch. X
58. *B. (Ix.) badius* Fr. CC., dans toutes les vieilles sapinières. VI-X
59. *B. (Ix.) piperatus* Fr. ex Bull. AC, mais en stations peu étendues. Roerbusch, Pont de la Roer, Kalterherberg, Stat, Botrange. VI-X

S. G. Xerocomus.

60. *B. (Xer.) chrysenteron* Fr. ex Bull. C., un peu partout. VI-X
61. *B. (Xer.) subtomentosus* Fr. ex L. AC., principalement au Roerbusch et dans les coupe-feux des sapinières de Botrange et Mont-Rigi. VII-X

S. G. Krombholzia.

62. *B. (Krombh.) leucopheus* Pers. C., dans tous les bois de bouleaux. VII-X
63. *B. (Krombh.) aurantiacus* Bull. AR. Getzbusch. — Kalterherberg. VIII
64. *B. (Krombh.) floccopus* Rostk. (non Vahl.) syn. *rufescens* Secret. (sensu Konrad). Deux exemplaires seulement sous une association de *Salix cinerea, Alnus glutinosus, Betula alba*, en lisière de la fagne, au bord de la route, Maison du Sabotier. VIII
65. *B. (Krombh.) holopus* Rostk. Un seul exemplaire dans un marécage tourbeux sous une association de *Salix cinerea, Alnus glutinosus, Betula alba*, et *Rhamnus frangula* dans la Fagne du Ghamsterbach. IX

S. G. Dictyopus

66. *B. (Dict.) calopus* Fr. AC., dans les coupe-feux des sapinières de Kalterherberg. VII-VIII

67. *B. (Dict.) erythropus* Fr. AC., dans les coupe-feux et en lisière des sapinières.— Mont-Rigi, Botrange, Clefay, Kalterherberg. VI-VIII

68. *B. (Dict.) edulis* Fr. ex Bull. AC., au bord des chemins de terre et des coupe-feux. — Clefay, Neckel, Bayehon, Kalterherberg. VII-VIII-

69. *B. (Dict.) edulis subsp. pinicola* Vitt. AC., dans les mêmes stations que le précédent. VII-VIII

G. Gyrodon.

70. *G. lividus* (Sacc. ex Bull). Nous n'avons trouvé qu'un seul exemplaire de cette espèce rare. Roerbusch. X

G. Strobilomyces.

71. *Str. strobilaceus* Berk. ex Scop. Trois exemplaires trouvés sous des sapins dans la vallée du Bayehon. VIII

Fam. Paxillacées.

G. Paxillus.

72. *P. atrotomentosus* Fr. ex Batsch. Quelques exemplaires à Losheimergraben et à Kuschelscheit (Allemagne). VIII

73 *P. involutus* Fr. ex Batsch. C., dans toutes les sapinières. VII-X

G. Gomphidius.

74 *G. glutinosus* Fr. ex Schaeff. Quelques exemplaires dans une sapinière près de Losheimergraben. VIII

Fam. Hygrophoracées.

G. Hygrophorus.

S. G. Limacium

75. *H. (L.) olivaceo-albus* Fr. CCC., dans toutes les sapinières particulièrement au Mont-Rigi où on les trouvait en nombre considérable. VII-VIII

S. G. Hygrocybe

76. *H. (H.) miniatus* Fr. Quelques exemplaires dans une prairie marécageuse bordée de sapinières à Losheimergraben. VIII

Fam. Russulacées.

G. Lactarius.

77. *L. blennius* Fr. AC., dans les sapinières de Mont-Rigi, Botrange, Clefay, Neckel. VII-X

78. *L. chrysorheus* Fr. Quelques exemplaires dans un coupe-feu, Clefay. VIII
79. *L. deliciosus* Fr. ex L. AC., au bord des routes du Mont-Rigi à Sourbrodt et de Mont-Rigi à Malmédy ; en grand nombre près de Reinhardstein. VIII
80. *L. glyciosmus* Fr. Quelques exemplaires dans les coupe-feux, Neckel. VIII
81. *L. helvus* Fr. ex Scop. Quelques exemplaires dans un fossé creusé dans la tourbe en lisière d'une sapinière. Botrange. VII
82. *L. piperatus* Fr. ex Scop. Quelques exemplaires dans les hêtraies de Losheimergraben, du Ghamsterbach. VIII-IX
83. *L. plumbeus* Fr. ex Bull. CCC., dans toutes les sapinières. VI-X
84. *L. pyrogalus* Fr. ex Bull. Quelques exemplaires dans un coupe-feu près de Kalterherberg. VIII
85. *L. rufus* Fr. ex Scop. CCC., dans toutes les sapinières. VI-X
86. *L. torminosus* Fr. ex Schaeff. Quelques exemplaires en lisière du Roerbusch. IX
87. *L. volemus* Fr. Deux exemplaires dans un chemin de terre près du Grand Bongard. IX

G. Russula.

88. *R. adusta* Fr. AR., Quelques exemplaires dans un hêtraie. Losheimergraben. VIII
89. *R. atropurpurea* Krombh. Quelques exemplaires au Roerbusch. IX-X
90. *R. aurora* Krombh. AC., dans les sapinières de Losheimergraben et dans les bois de feuillus du Neckel. VII-VIII
91. *R. cyanoxantha* Fr. ex Schaeff. C., dans la hêtraie du Roerbusch, au Neckel et dans la vallée du Bayehon. VI-IX
92. *R. emetica* Fr. ex Schaeff. CCC., dans toutes les sapinières. VI-IX
93. *R. fellea* Fr. AR., Sapinières du Neckel. VIII
94. *R. foetens* Fr. ex Pers. Quelques exemplaires à Losheimergraben et dans la vallée du Bayehon. VIII
95. *R. fragilis* Fr. ex Pers. R., Quelques exemplaires au Neckel. VIII
96. *R. graminicolor* Secretan AR., Quelques exemplaires dans les sapinières de Drello et du Pouhon des Cuves. VIII
97. *R. heterophylla* Fr. Quelques exemplaires dans une sapinière à Botrange. VII
98. *R. lepida* Fr. AC., dans les coupe-feux et dans la hêtraie de Losheimergraben. VIII-IX
99. *R. mustelina* Fr. AC., dans les sapinières du Mont-Rigi. VIII-IX
100. *R. nigricans* Fr. ex Bull. AC., dans les hêtraies du Roerbusch et de Losheimergraben. VIII-X
101. *R. ochroleuca* Fr. ex Pers. CCC., sur tout le plateau. VII-IX
102. *R. puellaris* Fr. AC., dans les bois du Neckel et au Roerbusch. VII-IX
103. *R. Queleti* Fr. Quelques exemplaires dans la vallée du Bayehon et près de Reinhardstein. VII-VIII
104. *R. Romelli* R. Maire. Trois exemplaires en lisière d'une sapinière à Botrange. VII

105. *R. subfoetens* Smith AR. Quelques exemplaires dans un coupe-feu près de la Baraque Michel. VIII
106. *R. violacea* Qu. AR. Quelques exemplaires au Roerbusch et au Neckel. VII
107. *R. virescens* Fr. ex Schaeff. R. Au bord d'un chemin dans un bois mêlé : chênes, hêtres, bouleaux. Estreux. VIII

Fam. Agaricacées

TR. PLEUROTÉES.

G. Crepidotus.

108. *C. mollis* Schaeff. R., sapinières du Mont-Rigi. X

G. Lentinus.

109. *L. cochleatus* Fr. ex Pers. R. Nous avons trouvé deux touffes assez volumineuses de cette espèce très parfumée sur des souches pourries dans la hêtraie du Roerbusch. VIII

G. Schizophyllum.

110. *S. commune* Fr. AC., sur les bouleaux de Fraîche-haie, au bord de la Helle. VII-VIII

G. Panus.

111. *P. stipticus* Fr. ex Bull. AC., dans les sapinières, et au Roerbusch. IX-X

G. Pleurotus.

112. *P. mitis* Pers. Une dizaine d'individus de cette jolie petite espèce poussaient sur une branche de sorbier, morte et gorgée d'eau, enfouie dans les herbes de l'enclos de la Station Scientifique du Mont-Rigi. X

TR. TRICHOLOMÉES.

G. Armillariella.

113. *A. mellea* (Fr. ex Vahl.) Karst. Sur des souches de bouleaux à Fraîche-Haie et sur des souches de hêtres au Roerbusch. IX-X

G. Clitocybe.

114. *C. aurantiaca* (Fr. ex Wulf.) Studer. R. Roerbusch. X
115. *C. dealbata* Sow. AC., au Roerbusch et dans la vallée du Bayehon. IX-X
116. *C. infundibuliformis* (Fr. ex Schaeff.) Qu. AR., Roerbusch et vallée du Bayehon. VI-VII
117. *C. nebularis* (Fr. ex Batsch.) Qu. AR. Sapinières de Losheimergraben et du Mont-Rigi. VIII
118. *C. vibecina* Fr. C. Sapinières. X

G. Tricholoma.

119. *T. album* (Fr. ex Schaeff) Qu. Un seul individu sur une souche de sapin. Botrange. VII

120. *T. equestre* (Fr. ex L.) Qu. AR. Roerbusch. X
121. *T. flavobrunneum* (Fr.) Qu. R. Roerbusch. X
122. *T. portentosum* (Fr.) Qu. AR. Mont-Rigi. X
123. *T. rutilans* (Fr. ex Schaeff.) Qu. C. Sapinières. VII-X
124. *T. rutilans var. albofimbriatum* (Trog.) R., Dans une sapinière au bord d'un chemin de terre. X
125. *T. saponaceum* (Fr.) Qu. AC., au bord des chemins et des coupe-feux, dans une petite prairie marécageuse, entourée de sapinières à Losheimergraben. VII-X
126. *T. terreum* (Fr. ex Schaeff.) Qu. AR. Roerbusch. X
127. *T. murinaceum* (Fr.) *subsp. sciodes* (Secr.) Konrad R. Dans la sapinière du Mont-Rigi. X

G. Melanoleuca.

128. *M. vulgaris* Pat. AR. Dans les Polytrichum d'une fagne du Roerbusch. X

G. Cystoderma.

129. *C. carcharias* (Fr. ex Pers.) Fayod. Cette espèce rare n'est pas citée par Lambotte dans sa Flore Mycologique de Belgique (1880). Elle est mentionnée par Verhaegen sous le nom de *Lepiota carcharias* Pers. dans la Collection Libert (Plantae Cryptogamicae quas in Arduenna collegit, M. A. Libert) de l'herbier cryptogamique du Jardin Botanique de Bruxelles. Cette collection date de 1830-37.

Nous avons trouvé trois individus de cette jolie espèce sur une planche de sapin, pourrie et à demi enfouie dans le sol humide, sous des sapins, dans l'enclos de la Station Scientifique du Mont-Rigi. X

TR. COLLYBIÉES.

G. Omphalia.

130. *O. maura* (Fr.) Gillet Ac., dans une sapinière en lisière de la Fagne wallonne à l'emplacement d'anciens feux de bois. X
131. *O. scyphoides* Fr. R. Ce petit champignon blanc, en forme d'entonnoir, croissait sur une motte d'argile parmi *Calluna vulgaris*. — Fagne des Wez. VI

G. Mycena.

132. *M. epipterigia* (Fr. ex Scop.) Qu. C., sur des brindilles de sapin. IX-X
133. *M. galericulata* (Fr. ex Scop.) Qu. C., sur les souches et les branchesde sapin, ou à terre, parmi les aiguilles, dans les mousses aux lisières. VIII-X
134. *M. galopoda* (Fr. ex Pers.) Qu. C. Mêmes stations que le précédent. VIII-X.
135. *M. polygramma* (Fr. ex Bull.) Qu. AR. Sapinières du Mont-Rigi. IX-X
136. *M. pura* (Fr. ex pers.) Qu. R. Au Roerbusch et dans la vallée du Bayehon. VII-X

G. Marasmius.

137. *M. perforans* Fr. ex Hoff. CCC., sur les aiguilles de sapin, partout. VI-X

G. Collybia.

138. *C. butyracea* (Fr. ex Bull.) Qu. AC., au Roerbusch et dans les sapinières du Mont-Rigi. X
139. *C. distorta* (Fr.) Gillet AR. Sapinières de la Baraque Michel. VIII-IX
140. *C. dryophila* (Fr. ex Bull.) Qu. CC., en cercle dans les sapinières. VI-IX
141. *C. fusipes* (Fr. ex Bull.) Qu. AR. Au pied des hêtres, Roerbusch. X
142. *C. maculata* (Fr. ex Albert. et Schwein.) Qu. C., en cercle dans les sapinières. VII-X
143. *C. platyphylla* (Fr.) Qu. CC., Bois de feuillus. — Neckel, Roerbusch. VI-VIII
144. *C. tuberosa* (Fr. ex Bull.) Qu. R., dans la sapinière du Mont-Rigi sur des restes de champignons. X

G. Mucidula.

145. *M. mucida* (Fr. ex Schr.) Pat. AR., sur troncs de hêtres morts mais toujours debout. Roerbusch. VII-X
146. *M. radicata* (Fr. ex Rehl.) Boursier AR., hêtraies de Losheimergraben. Bois de feuillus du Neckel. Roerbusch. VIII-IX

G. Laccaria.

147. *L. laccata* (Fr. ex Scop.) Berk. et Broome Commun partout. VI-X
148. *L. laccata var. amethystina* (Bull.) CC., partout surtout dans les bois de hêtres. VI-X

TR. CLITOPILÉES.

G. Clitopilus.

149. *C. prunulus* (Fr. ex Scop.) Qu. R. Dans une sapinière. — Losheimergraben VIII

TR. NAUCORIÉES.

G. Naucoria.

150. *N. cidaris* (Fr.) Sacc. R. Dans une prairie marécageuse entourée de sapinières à Losheimergraben. VIII

TR. CORTINARIÉES.

G. Hebeloma.

151. *H. crustuliniforme* (Fr. ex Bull.) Qu. R. Dans les sapinières de la Baraque Michel. X

G. Inocybe.

S. G. Euinocybe.

152. *I. (E.) brunnea* Qu. R. Sapinières du Mont-Rigi. X
153. *I. (E.) cutheles* (Berk. et Broome) Sacc. R. Même station que le précédent. X
154. *I. (E.) geophylla* (Fr. ex Sow.) Qu. R. Au Roerbusch. X

G. Cortinarius.

S. G. Myxacium.

155. *C. (M.) vibratilis* Fr. R., trois exemplaires dans un coupe-feu. Sapinière du Schwarzbach. VIII
156. *C. (M.) delibutus* Fr. AR., Lisière d'une sapinière de la Baraque Michel. X
157. *C. (M.) elatior* Fr. AC., dans les sapinières. IX-X
158. *C. (M.) stillatitius* Fr. non Qu. AR., dans les sapinières du Mont-Rigi. X

S. G. Phlegmacium

159. *C. (Ph.) varius* Fr. ex Schaeff. C., sapinières sur tout le plateau. VIII-IX
160. *C. (Ph.) largus* Fr. R., sapinières du Mont-Rigi. IX-X

S. G. Inoloma.

161. *C. (I.) traganus* Fr. R., dans les sapinières de Losheimergraben et des vallées du Bayehon et de la Roer. VII-VIII
162. *C. (I.) hircinus* Fr. AR., mêmes stations que le précédent. VII-VIII
163. *C. (I.) alboviolaceus* Fr. ex Pers. AC., partout. VIII-X
164. *C. (I.) pholideus* Fr. R., dans les sapinières du Mont-Rigi. IX-X
165. *C. (I.) humicola* (Qu.) R. Maire R., quelques exemplaires au Getzbusch à l'emplacement d'une ancienne forêt et deux autres individus sur une souche de hêtre entièrement décomposée dans une fagne du Roerbusch. VIII

S. G. Dermocybe.

166. *C. (D.) anomalus* Fr. AR., sapinières du Mont-Rigi. X
167. *C. (D.) sanguineus* Fr. ex Wulf. AR., dans les sapinières du Mont-Rigi, de la Baraque Michel et de Botrange. VIII-IX
168. *C. (D.) phœniceus* R. Maire ex Bull. CC., dans les sapinières du Mont-Rigi. IX-X
169. *C. (D.) semisanguineus* (Fr.) Gillet AR., sapinières, en lisière de la Fagne Wallonne. VIII-IX
170. *C. (D.) cinnamomeus* Fr. ex L. AC., dans les coupe-feux sur tout le plateau. VIII-X

S. G. Telamonia.

171. *C. (T.) brunneus* Fr. ex Pers. C., dans toutes les sapinières et au Roerbusch. VII-X
172. *C. (T.) scutulatus* Fr. CC., dans toutes les sapinières. VIII-X

S. G. Hydrocybe.

173. *C. (H.) acutus* Fr. ex Pers. AC., sapinières du Mont-Rigi. IX-X
174. *C. (H.) renidens* Fr. AR., sapinières. X
175. *C. (H.) bicolor* Cooke. R., sapinières du Mont-Rigi. X

TR. PHOLIOTÉES.

G. Pholiota.

176. *Ph. mutabilis* (Fr. ex Schaeff.) Qu. CC., partout, surtout au Roerbusch. VI-X

177. *Ph. spectabilis* (Fr.) Qu. Quelques spécimens au bord de la route du Mont-Rigi à Sourbrodt. X

178. *Ph. squamosa* (Muller) Qu. R. En touffes volumineuses à la base d'un vieux sorbier au bord de la route. Mont-Rigi. X

G. Flammula.

179. *F. sapinea* var. *hybrida* (Fr.). Un seul individu dans une sapinière sur un feu de bois. Mont-Rigi. X

G. Nematoloma.

180. *N. capnoides* (Fr.) Karst. CC., partout. VI-X

181. *N. fasciculare* (Fr. ex Huds.) Karst. CCC., sur toutes les souches dans les sapinières. VI-X.

182. *N. sublateritium* (Fr.) Karst. C., sur les souches, surtout en lisière des sapinières. VI-X

TR. STROPHARIÉES.

G. Stropharia.

183. *S. aeruginosa* (Fr. ex Curt.) Qu. RR. Un exemplaire sous les chênes dans la vallée du Bayehon. VIII

184. *S. melasperma* (Bull.) Qu. AR., Dans les herbes en lisière des sapinières. Botrange et Mont-Rigi. VI-VII

185. *S. semiglobata* (Fr. ex Batsch.) Qu. RR. Dans une sapinière sur un chemin de bûcherons, Mont-Rigi. X

G. Panaeolus.

186. *P. separatus* (Fr. ex L.) Qu. RR., Sur ou au voisinage de vieux excréments de cheval sur un chemin de terre, dans une sapinière. Mont-Rigi. X

TR. COPRINÉES.

G. Hypholoma.

187. *H. hydrophilum* (Fr. ex Bull.) Qu. AC., Roerbusch. VIII-X

G. Psylocybe.

188. *P. ochracea* var. *Polytrichi* (Fr.). Sur la partie brune des tiges de *Polytrichum* dans la fagne du Roerbusch. VIII-X

G. Coprinus

189. *C. micaceus* Fr. ex Bull. AC., Sur des tas de bois pourri près de la ferme du Mont-Rigi. IX-X

TR. AGARICÉES.

G. Psalliota.

190. *P. xylocola* (Vitt.) Sacc. RR. Un specimen dans une clairière dans la sapinière du Mont-Rigi. X

TR. VOLVARIÉES.

G. Pluteus.

191. *P. cervinus.* (Secr. ex Schaeff.) Qu. AR. Quelques individus sur des souches de hêtres au Roerbusch. VI-X

TR. AMANITÉES.

G. Amanita.

192. *A. citrina* Roques ex Schaeff. AC., dans les bois de feuillus du Neckel et du Roerbusch. VI-X

193. *A. citrina var. alba* (Fr.) Mêmes stations que le précédent. VI-X

194. *A. gemmata* (Fr. Qu. (*syn. junquillea* Qu.) AR. Sous les hêtres au Roerbusch, dans les bois de feuillus du Neckel et sous un bouquet de bouleaux parmi les *Vaccinium* au bord de la Helle, dans la Fagne Wallonne. VI-VIII

195. *A. inaurata* Secr. RR. Quelques individus au Roerbusch et dans les sapinières de Botrange et du Mont-Rigi. IX-X

196. *A. muscaria* (Fr. ex L.) Qu. AC., dans les sapinières de Botrange et de la Baraque Michel. VI-IX

197. *A. pantherina* (Fr. ex de Cand.) Qu. RR. Roerbusch, Neckel et Sapinières de la Baraque Michel. VIII-X

198. *A. porphyria* (Fr. ex Albert. et Schweinitz) Gillet. — RR. Quelques exemplaires, dont certains de très grande taille, au Roerbusch en lisière des sapinières et dans les sapinières de la Baraque Michel. VIII-IX

199. *A. rubescens* (Fr. ex Pers.) Qu. CC., dans toutes les sapinières et au Roerbusch. VI-X

200. *A. spissa* (Fr.) Qu. (*syn. ampla* Pers. sensu Gilbert.) *subsp. valida* (Fr.) CC., dans toutes les sapinières et au Roerbusch. VI-IX

201. *A. spissa* (Fr.) Qu. *subsp. excelsa* (Fr.. C., surtout au Roerbusch. VI-IX

202. *A. vaginata* (Fr. ex Bull.) Qu. *subsp. plumbea* (Qu. ex Schaeff.) CCC., partout. VI-X

203. *A. vaginata subsp. plumbea var. alba* (Gillet ex Bull.) AR. Surtout au Roerbusch. VII-X

204. *A. vaginata subsp. fulva* (Krombh. ex Pers.) CC., partout. VI-X

205. *A. vaginata subsp. fulva var. crocea* (Qu. in Bourdot) Gillet. AC., dans les sapinières et au Roerbusch. VII-IX

Angiocarpes.

GASTERALES

Fam. Sclérodermatacées.

G. Scleroderma

206. *S. aurantium* Pers. ex L. (*syn. vulgare*) AR. Au Roerbusch. VII-X

207. *S. verrucosum* Pers. ex Bull. Dans les vallées du Bayehon et de la Sor (Getzbusch). VIII-IX

Fam. Nidulariacées.

G. Cyathus.

208. *C. scriceus* Schaeff. R., quelques exemplaires sur une planche pourrie dans l'enclos de la Station Universitaire du Mont-Rigi. X

Fam. Lycoperdacées.

G. Lycoperdon.

209. *L. echinatum* Pers. AR. Sous les feuillus à Losheimergraben et dans la vallée du Bayehon. VIII

210. *L. gemmatum* Batsch AR. Mêmes stations que le précédent, et quelques exemplaires à Kalterherberg. VIII

211. *L. umbrinum* Pers. R. Mêmes stations que le précédent. VIII

PHALLALES

Fam. Phallacées.

G. Ithyphallus.

212. *I. impudicus* Fr. ex L. CCC. dans toutes les sapinières surtout dans la vallée de la Roer et près de Kalterherberg. VII-X

Les rares connaissances que nous avons sur la flore mycologique du plateau de la Baraque Michel s'expliquent aisément par le peu de voies de communication dont on dispose pour s'y rendre et par les difficultés qu'on éprouve à y séjourner pour un certain temps. En effet, le seul moyen de se rendre à pied d'œuvre est d'emprunter le service d'autobus Verviers-Elsenborn. Ensuite, il n'existe sur le plateau que deux petites auberges isolées et deux maisons particulières ; le village le plus proche, Sourbrodt, se trouve à sept kilomètres du point culminant. De plus, pour un promeneur inexpérimenté, les fagnes ne sont pas sans présenter quelque danger par la possibilité, soit de s'y égarer, soit de tomber dans une mare couverte de plantes aquatiques qui la voilent.

Aussi sommes-nous heureux d'exprimer ici la profonde reconnaissance que nous devons à Monsieur le Professeur Bouillenne qui a bien voulu nous héberger à la Station Scientifique du Mont-Rigi qu'il dirige, et qui fut, pour nous, un guide précieux et expérimenté de nos randonnées à travers fagnes et sapinières.

Nous remercions vivement Monsieur le Professeur A. Monoyer pour les conseils judicieux qu'il nous a prodigués au cours de la rédaction de cette note.

Enfin nous voulons manifester toute notre gratitude à Monsieur Paul Baar, le mycologue bien connu, qui fut notre initiateur dans la science mycologique.

Station Scientifique
du Mont-Rigi
et
Laboratoire de Morphologie végétale et de Systématique
Université de Liége.

7 novembre 1936.

RECHERCHES

SUR LA

CULTURE D'UNE SCHIZOPHYCÉE

Phormidium Uncinatum Gom.

PAR

L. DELARGE

Licencié en Sciences Botaniques.

BRUXELLES

MARCEL HAYEZ, IMPRIMEUR DE L'ACADÉMIE ROYALE DE BELGIQUE

112, rue de Louvain, 112

—

1937

Extrait des Mémoires de la Société royale des Sciences de Liége,
4e série, tome II.

RECHERCHES

SUR LA

CULTURE D'UNE SCHIZOPHYCÉE

Phormidium Uncinatum Gom.

A l'occasion de diverses recherches effectuées par nous au Laboratoire d'Algologie de l'Université de Liége (Prof[r] M. Monoyer), nous avons été amené à mettre au point une technique de culture d'une *Oscillatoriacée;* cette technique nous a permis d'obtenir un excellent rendement qualitatif et quantitatif, dans un temps minimum.

Avant d'entrer dans le détail de ce travail, nous rappellerons brièvement les données de la littérature au sujet de la culture de ces Algues.

HISTORIQUE

Les *Schizophycées* (1) (Cohn; Engler-Prantl) sont des végétaux d'organisation très simple, que les différents auteurs s'accordent à ranger au bas de la série végétale. Généralement, on les considère comme des Algues; cependant, vu leurs caractères

---

(1) Cyanophycées : SACHS, GEITLER, CHODAT.
Myxophycées : STIZENBERGER, DANGEARD, P.

très spéciaux, plusieurs systématiciens (Kirchner, Oltmanns, etc.) en ont fait un groupe botanique nettement indépendant.

Ces organismes ont été dénommés à tort *Algues bleues*. En effet, les belles recherches de Boresch (1921) ont montré que plusieurs *Schizophycées* contiennent, en plus de la chlorophylle, des caroténoïdes et de la phycocyanine (pigment bleu hydrosoluble), un pigment rouge soluble également dans l'eau : la phycoérythrine. Bien mieux, certaines *Schizophycées* ne possèdent même, en plus des pigments habituels, que de la phycoérythrine, à l'exclusion donc de tout pigment bleu. La même remarque est d'ailleurs valable pour les *Rhodophycées*, algues dans lesquelles on peut trouver l'un ou l'autre de ces pigments surnuméraires (phycocyanine et phycoérythrine), ou les deux associés.

Il y a une cinquantaine d'années, A. Richter (1892), le premier à notre connaissance, entreprit la culture des *Schizophycées*. Depuis lors, de nombreuses recherches ont abouti à l'établissement de formules de milieu favorable au développement de ces algues (Molisch, 1896 et 1897; Chodat et Goldflus, 1897; Tischutkin, 1897; Bouilhac, 1896 et 1897; Benecke, 1898; Beyerinck, 1901; Richter O., 1903 et 1911; Brunnthaler, 1909; Magnus et Schindler, 1912; Pringsheim, 1913; Glade, 1914; Maertens, 1914; Uhlir, 1914; Harder, 1919; Linkola, 1920; Boresch, 1920-1921; Geitler, 1921).

De tous ces travaux, il résulte que les *Schizophycées* étudiées se développent bien dans un milieu présentant une réaction alcaline (Benecke, 1898; Pringsheim E. G., 1913; Maertens, 1914). Généralement, elles se développent mal en solutions acides. Il exis-

terait cependant quelques espèces acidophiles (von Wettstein, 1921).

En règle générale, l'addition de phosphates à un milieu naturel appauvri favorise la pullulation des *Schizophycées* (par contre, l'addition de nitrates ou de corps azotés provoque la multiplication intense de *Diatomacées* d'abord, puis, ultérieurement, de *Chlorophycées*. [Beijerinck, 1901]).

Le nitrate calcique semble être la source d'azote préférable; cependant, en solutions neutres ou alcalines, les nitrates, les nitrites et les sels ammoniques sont efficaces.

Le Ca et le Fe sont nécessaires, ainsi qu'un aliment azoté et phosphaté pour assurer le développement. Pourtant, Prát (1925) a réussi à cultiver, en l'absence de sels calciques, des *Schizophycées* lithophytes de Yellowstone Park et de Tchécoslovaquie. L'épuisement du milieu en substances azotées provoque la disparition de la chlorophylle et des chromoprotéides (phycocyanine et phycoérythrine); simultanément se produit un arrêt dans le développement et la locomotion. Les algues prennent une coloration jaune-brun due aux seuls caroténoïdes restants; c'est un cas de chlorose. Le même phénomène se présente lorsqu'il y a déficience de Fe (Eisenchlorose de Boresch, 1920). Si l'on rend au milieu appauvri les éléments manquants, la coloration normale réapparaît.

Il est à noter que Drewes (1928), Allison et Morris (1930) ont montré que *Anabaena variabilis*, *Anabaena* sp., *Phormidium molle* et *Nostoc* sp. peuvent fixer l'azote atmosphérique lorsqu'on les cultive en milieux nutritifs non azotés.

Quant à l'influence que peuvent exercer les substances organiques sur ces algues, la littérature

abonde en contradictions. Pour Pringsheim (1913), par exemple, les corps organiques n'ont pas d'effet sensible; les fortes concentrations seraient nuisibles et les concentrations très diluées pourraient accélérer le développement (cela serait valable spécialement pour les sucres); pour Harder (1917), *Nostoc punctiforme* prospère mieux en présence de substances organiques qu'en milieu uniquement minéral. Nous rappellerons que dans la nature, les *Schizophycées* abondent souvent dans des endroits riches en matières organiques et sont fréquentes à l'état de symbiose (*Anabaena* dans les racines d'*Azolla* et les nodosités des racines des *Cycadacées; Nostoc* dans *Gunnera ; Simonsiella, Alysiella, Anabaeniolum,* parasites du tube digestif de l'homme et des animaux; *Nostoc symbioticum, Cyanella,* etc., parasites intracellulaires; *Oncobyrsa, Chamaesiphon* et *Dermocarpa,* éphytes; ce sont surtout des *Nostocacées* qui présentent des cas de parasitisme dans des racines, dans les tiges des *Haloragacées,* les feuilles des *Lemnacées,* dans des *Sphagnacées,* des *Ricciacées* et des *Anthocérotales;* enfin, beaucoup de *Schizophycées* associées à des *Mycètes* vivent à l'état de symbiose lichénique).

Glade (1914) a rapporté que l'épuisement de ses milieux de culture a provoqué chez *Cylindrospermum* div. sp. l'apparition de spores. Ces dernières se développaient lorsque le milieu était régénéré.

Dans toutes ces recherches, les auteurs ont surtout employé, comme substrat, des solutions minérales, mais aussi des plaques de gypse ou de porcelaine dégourdie, imbibées de solution (Chodat et Goldflus, 1897; Magnus et Schindler, 1912; Geitler, 1921), ou

de la gélose nutritive (Tischutkin, 1897; Richter, 1908-1911; Magnus et Schindler, 1912; Geitler, 1921). Beyerinck (1901) et Glade (1914) incorporaient à leurs milieux un extrait de terre de jardin).

Presque toutes les cultures ont été faites à la lumière du jour. Cependant, Uhlir (1914) et Harder, R. (1917) ont utilisé, pour leurs recherches, la lumière artificielle.

Les auteurs sont d'accord pour dire qu'une intensité lumineuse trop forte fait brunir les thalles par suite de la destruction de la chlorophylle et des chromoprotéides (Nadson, 1908; Schindler, 1913). Comme dans les cas de chlorose dus à l'appauvrissement du milieu, la coloration normale réapparaît si l'intensité lumineuse redevient plus faible. La majorité des *Schizophycées* préfère une lumière atténuée, bien que plusieurs d'entre elles puissent prospérer en plein soleil, sur les rochers exposés (*Phormidium, Symploca, Schizothrix*). Par contre, il en est qui vivent à l'obscurité presque complète, dans des grottes (*Gloeocapsa* et *Chroococcacées* diverses) ou au fond de lacs profonds (*Phormidium subfuscum* et *Phormidium uncinatum* dragués par une cinquantaine de mètres dans le lac d'Annecy. [Le Roux, 1907].)

Il semble établi (Harder, 1919 et 1923; Teodoresco, 1934) que les *Schizophycées* se développent bien dans toutes les régions du spectre visible, même dans le vert et le bleu, en rayonnements sensiblement monochromatiques. Dangeard, P. (1927) pense qu'elles pourraient effectuer la photosynthèse dans l'infrarouge, à la limite de la vision. En tous cas, l'optimum de développement serait réalisé dans le rouge (Teodoresco, 1934).

L'étude de l'influence du rayonnement de diverses longueurs d'onde sur les *Schizophycées* a donné lieu à la théorie de l'*Adaptation chromatique complémentaire*. Engelmann (1881, 1882, 1883 et 1884) avait observé, en étudiant la photosynthèse en fonction de l'absorption de la lumière, que l'activité photosynthétique était la plus active chez les algues dont la coloration était complémentaire à celle du rayonnement reçu. Gaidukov (1903, 1906, 1923) remarque, sur des *Oscillatoriacées* en culture, des changements de coloration suivant le rayonnement auquel elles sont soumises. Il constate, par exemple, chez *Oscillatoria sancta*, qu'en lumière rouge la culture devient verdâtre, bleu-vert en lumière jaune, rougeâtre en lumière verte et jaune-bleu en lumière bleue. C'est à Gaidukov qu'on doit l'expression *adaptation chromatique*. (Cette expression est malheureuse; elle laisse sous-entendre une finalité qui n'a rien d'objectif.)

Plusieurs auteurs (Nadson, 1901; Dangeard 1911; Magnus et Schindler, 1912, etc.) viennent confirmer ces observations, mais d'autres (Nadson, 1908; Schindler 1913; Harder, 1922; Susski, 1929; Teodoresco, 1934, etc.) ne trouvent pas de changement dans la coloration initiale de leurs algues, ou tout au moins ne voient pas apparaître de coloration complémentaire. Quoi qu'il en soit, disons que les données d'Engelmann ont été vérifiées expérimentalement sur des algues marines (*Rhodophycées, Phaeophycées et Chlorophycées;* travaux de Lubimenko et Tichovskaia, 1929; Harder, 1923, etc.).

Mais les résultats que nous possédons actuellement au sujet de la culture des *Schizophycées* et de leur comportement *in vitro* sont, malgré tout, encore bien imprécis. En effet, si ces algues ont été culti-

vées en laboratoire par de nombreux auteurs, on n'en est qu'aux premières approximations : la grande majorité des chercheurs a étudié des cultures non pures et parfois même pas unialgales (c'est-à-dire contenant plusieurs espèces d'algues). R. Chodat, lui-même, échoua dans ses essais d'isolement de *Schizophycées* à l'état parfaitement pur. Si bien que l'on fut tenté d'admettre que ces algues ne peuvent vivre qu'en symbiose avec d'autres organismes, en particulier des *Schizomycètes*.

Cependant, E. G. Pringsheim (1913) est le premier auteur qui affirme avoir obtenu quelques *Oscillatoriacées* et *Nostocacées* en cultures pures par la méthode classique d'isolement bactériologique.

Par contre, Glade (1913), travaillant selon les méthodes de Pringsheim, ne peut obtenir *Cylindrospermum* div. sp. en cultures pures. Et Maertens (1914), étudiant l'influence des sels minéraux sur les *Schizophycées*, se sert des algues que Pringsheim et Glade lui ont cédées; or, comme le fait très bien remarquer Kufferath dans son travail sur la *Culture des Algues* (1930), Maertens qualifie les cultures qu'il reçoit d'Art-reine, c'est-à-dire, selon la terminologie courante, cultures unialgales, et non pures.

Cet exemple montre bien que la technique de cultures pures de *Schizophycées* n'est pas encore au point.

Enfin, Drewes (1928), Allison et Morris (1930) auraient obtenu, grâce à l'action des ultra-violets, des cultures pures d'*Anabaena* div. sp., *Phormidium molle* et *Nostoc punctiforme*. Ces résultats mettraient en échec l'hypothèse selon laquelle les *Schizophycées* ne peuvent vivre qu'à l'état de symbiose.

RÉCOLTE ET ISOLEMENT

Nous avons récolté *Phormidium uncinatum* Gom. dans une mare située près de la Roche-au-Faucon (Esneux, province de Liége). C'est une *Schizophycée hormogonéale* (se présentant sous forme filamenteuse et se propageant par hormogonies, fragments de thalle doués de mobilité), *homocystée* (à cellules toutes semblables, sans hétérocystes), de la famille des *Oscillatoriacées*. Le trichome, ou ensemble cellulaire, est entouré d'une gaine mucilagineuse peu épaisse et consistante.

Pour la détermination de cette algue, nous nous sommes référé aux ouvrages spécialisés de Gomont (1892), Tilden (1910) et, enfin, Geitler, dernier en date (1930-1932) et le plus complet [1].

A notre connaissance, *Phormidium uncinatum* Gom. n'a jamais été cultivé, sauf par Teodoresco (1934), mais cet auteur n'avait même pas de culture unialgale de cet organisme.

Phormidium uncinatum Gom. a été isolé par nous, en laboratoire, par la méthode des dilutions sériées (Miquel, 1890; Chodat, 1909). Pour le détail de cette méthode, nous renvoyons le lecteur au travail de Kufferath, *La Culture des Algues* (1930) — (Publication de la Revue algologique).

Nous avons ainsi obtenu aisément des cultures unialgales de notre *Schizophycée*. En présence de ce résultat, nous avons tenté d'isoler cette algue à

---

[1] *Phormidium uncinatum* Gom. diffère peu, morphologiquement, de *Phormidium autumnale*, et Geitler pense qu'on devrait confondre ces deux espèces en une seule. La différence essentielle serait que *Ph. uncinatum* est aquatique (rarement terrestre) et *Ph. autumnale*, de préférence, terrestre.

l'état parfaitement pur de tout autre organisme. Nous avons suivi la technique classique employée pour l'obtention de cultures pures (R. Chodat, 1909 et 1913; Chodat et Grintzesco, 1900; Kufferath, 1930; E.-G. Pringsheim, 1913) et consistant en triages et repiquages en conditions aseptiques. Le contrôle de la pureté des cultures réalisées ainsi se fait par examen microscopique et par repiquage sur milieux favorables au développement des bactéries. Nos essais ont été voués à l'échec. Ce résultat négatif, nous l'attribuons au fait que *Phormidium uncinatum* Gom. possède une gaine gélatineuse sur laquelle et dans laquelle peuvent se fixer des bactéries. Notons d'ailleurs que jamais jusqu'ici, par la méthode classique, on n'a pu isoler à l'état pur aucune *Schizophycée* à membrane gélatineuse (*Phormidium*, *Lyngbya*, *Chroococcacées*), et ce n'est qu'après de longs efforts qu'E.-G. Pringsheim est parvenu à isoler quelques *Oscillatoria* (genre ne sécrétant pas de mucilage) et *Nostoc* (à partir de kystes).

Comme la plupart de nos prédécesseurs, nous sommes donc provisoirement resté au stade de la culture unialgale de *Phormidium uncinatum* Gom. Car ce qui nous intéressait à l'heure actuelle, c'était l'obtention, dans le plus court délai, de grandes quantités de cette algue, aux fins d'une étude chimique de la phycocyanine (isolement, cristallisation et étude du pigment). Nous avons donc recherché les conditions optimales de développement de notre *Schizophycée*, et il nous a paru opportun de signaler quelques résultats intéressants que nous avons obtenus dans la culture de *Phormidium uncinatum*.

CULTURE EN GRAND DE PHORMIDIUM UNCINATUM GOM.

Pour nos diverses cultures d'algues d'eau douce, nous utilisons comme substrat nutritif le liquide de Detmer, simple ou additionné de gélose à 1,5 %. La solution de Detmer est constituée de $Ca(NO_3)_2$, 1 gr.; $MgSO_4$, 0,25 gr.; KCl, 0,25 gr.; KH_2PO_4, 0,25 gr.; Fe_2Cl_6 (solution aqueuse à 1 %), trace; eau, 1 litre. L'expérience nous a fait modifier cette formule. La solution présente une réaction fort acide; pH^+ approximatif : 4,5. (La détermination des pH^+ a été faite au moyen du colorimètre de Hellige, qui donne l'approximation du dixième d'unité.) Pour alcaliniser le milieu, nous remplaçons le phosphate monopotassique par du phosphate bipotassique (neutre). Le pH^+ devient alors 6,9; après stérilisation : 5,9. Il convient de faire remarquer que cette modification que nous apportons au liquide de Detmer provoque dans notre milieu la précipitation de phosphate calcique. Le précipité devient surtout abondant après stérilisation. Nous n'avons pas jugé nécessaire d'éliminer de nos milieux de culture ce sel insoluble.

Nous avons toujours utilisé, pour nos cultures de *Phormidium*, cette solution de Detmer modifiée, à la dilution 1/1,5. Ce milieu s'est révélé, dès le début, très favorable au développement de notre organisme.

La verrerie que nous employons (Boromica, Val-Saint-Lambert, Belgique) est préalablement lavée à l'acide, rincée à l'eau distillée et stérilisée. Nous utilisons des boîtes de Pétri, des flacons d'Erlenmeyer et des ballons d'un litre et de cinq litres, selon les cas.

Avant la mise en culture, les milieux sont stérilisés à l'autoclave.

Les cultures unialgales que nous avons obtenues (cfr. *Récolte et Isolement*) étaient faites en solution de Detmer modifiée (à la dilution 1/1,5). A partir de ces cultures, nous avons effectué de nombreux repiquages en boîtes de Pétri, de 11 à 12 centimètres de diamètre, contenant 100 cc. de solution de Detmer modifiée, additionnée de 1,5 % de gélose.

Une centaine de boîtes de Pétri ont été, après repiquage, mises en piles, sous cloche et en atmosphère humide. Elles furent placées dans une salle ne recevant pas la lumière du soleil; 8 lampes Philips de 100 watts, disposées de telle sorte que toutes les cultures fussent dans les mêmes conditions d'éclairement, servaient de source lumineuse. Il y avait environ 0,50 m. de distance entre les lampes et les cultures. La température du milieu s'est maintenue à la moyenne très uniforme de 25° C.

En trois à quatre semaines, la surface de la gélose nutritive est entièrement recouverte par des filaments de *Phormidium uncinatum* Gom. Simultanément, les algues ont envahi toute l'épaisseur de la gélose, si bien que celle-ci prend une teinte vert-bleu caractéristique. A ce moment, la pellicule superficielle d'algues est enlevée par un grattage délicat, à l'aide d'un scalpel flambé, de la surface de la gélose. Les cultures visiblement contaminées (moisissures ou mycéliums) sont écartées.

Le contenu des boîtes de Pétri est alors repiqué rapidement en solution de Detmer modifiée (dilution 1/1,5), à raison de deux boîtes de Pétri par ballon de cinq litres, contenant trois litres de liqueur. Quarante ballons semblables ont été mis en culture, dans les conditions de lumière et de température indiquées plus haut.

En un mois de temps et dans ces conditions, les ballons sont totalement envahis par l'algue. L'organisme présente un aspect très vigoureux.

Grâce à cette technique, nous avons pu obtenir 15 gr. d'algues séchées (ce qui correspond à 14,16 gr. en masse sèche vraie), qui nous ont permis de faire l'étude de la phycocyanine de *Phormidium uncinatum* Gom.; nous publierons très prochainement les résultats de cette recherche. Le rendement de notre technique est donc excellent, si l'on songe qu'il s'agit ici d'une algue filamenteuse microscopique. Notons de plus que, sur ces 14 gr. d'algues, 6,93 gr. secs ont été récoltés de 20 ballons de culture, en deux mois de temps, à dater du repiquage sur boîtes de Pétri. Enfin, nous avons pu réaliser de nombreuses expériences sur *Phormidium uncinatum*, expériences dont nous parlerons plus loin et qui ont nécessité une grande abondance de matériel.

ASPECT MORPHOLOGIQUE DE PHORMIDIUM UNCINATUM EN CULTURE

Les cellules sont deux à trois fois plus larges que longues (6 à 9 μ de largeur sur 2 à 5 μ de longueur). Elles ont un contenu granuleux et souvent homogène ; quelquefois, cependant, des granulations réfringentes (grains de cyanophycine des auteurs) se localisent le long des cloisons cellulaires transversales. Dans les trichomes, assez fortement colorés en bleu, on distingue nettement, à l'immersion, le corps central. On voit alors que le cytoplasme est réduit à une mince couche pariétale.

La plupart des filaments ne sont, en réalité, que des hormogonies dont le développement a été pour-

suivi; les cellules qui les terminent présentent une forme arrondie et, en règle générale, un contenu plus clair que les autres cellules (photos 1 et 2). Les autres filaments qui s'incurvent légèrement à leur extrémité doivent être considérés comme thalles typiques (photo 3). Leur cellule apicale porte une coiffe bien différenciée (calyptra), résultant de l'épaississement de la gaine en cet endroit.

Les filaments sont doués de mouvements oscillatoires compliqués d'un mouvement giratoire autour de leur axe; ils progressent par glissement et rotation de la droite vers la gauche (lévogyre). Le mouvement oscillatoire se fait par saccades, tandis que le mouvement giratoire est continu. Le sens de la progression est parfois inversé, après un court arrêt. Les hormogonies sont, elles aussi, mobiles.

Les nombreuses cultures que nous avons faites nous ont permis d'observer l'aspect morphologique que présente *Phormidium uncinatum* lorsqu'on le cultive *in vitro*. Nous jugeons utile d'en faire mention, car les données de la littérature (E.-G. Pringsheim, 1913; Schindler, 1913) sont insuffisantes à ce sujet.

En solution de Detmer modifiée, à la dilution 1 1,5, *Phormidium uncinatum* Gom. se développe bien et très rapidement. La propagation débute sitôt après l'ensemencement.

Nous avons dit plus haut que, par stérilisation, notre milieu laisse sédimenter un précipité de phosphate calcique. La masse d'algues de repiquage tombe au fond du vase de culture; dès le lendemain, en conditions décrites (25° C. et éclairement continu), les filaments ont rayonné sur le fond et, s'incorpo-

rant au précipité, constituent avec lui un voile blanchâtre (photo 4).

Bientôt les filaments gagnent, par reptation, les parois latérales du vase de culture; il en résulte tout d'abord un réseau assez lâche, à même la paroi. A mesure que la culture vieillit, ce réseau devient de plus en plus dense et forme un voile circulaire dans lequel il n'y a plus de précipité minéral (photo 5); l'aspect peut en être homogène ou tourmenté.

Lorsque les algues, toujours accolées aux parois, arrivent à la surface du liquide, elles forment à cet endroit un anneau très dense, constitué de filaments enchevêtrés. Et, détail intéressant, ces algues superficielles déposent à la longue, sur le verre, une raie nette de substance minérale, probablement du $CaCO_3$ (photo 6). Nous n'avons jamais observé semblable dépôt qu'en surface, et lorsque les cultures avaient atteint une certaine vigueur (après un mois environ, lorsque les algues pullulent réellement dans le milieu).

Dès que les filaments sont arrivés à la surface et ont formé la zone superficielle dont nous venons de parler, ils rampent sur la surface même du liquide de culture et y forment un nouveau voile dans lequel on distingue de petits cristaux : $CaCO_3$? (photo 7). Souvent semblables voiles prennent un aspect zonaire très net à partir de magmas de filaments (photos 8 et 9); parfois aussi ils ont un aspect tourmenté (photo 10). Simultanément, des filaments continuent à ramper le long des parois, en dehors du milieu de culture; arrivés à l'air libre, ils peuvent s'élever sur une hauteur de deux centimètres (surtout si le flacon de culture est un Erlenmeyer), mais ils jaunissent et deviennent chlorotiques.

Photo 1. — Filaments de *Phormidium uncinatum* Gom. 1300/1.

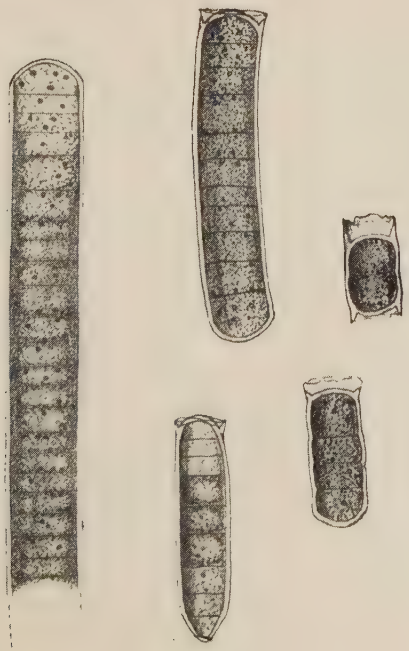


Photo 2. — Hormogonies de *Phormidium uncinatum* Gom. 1300/1.

Photo 3. — Extrémités de filaments avec cellules apicales et calyptra. 1300/1.

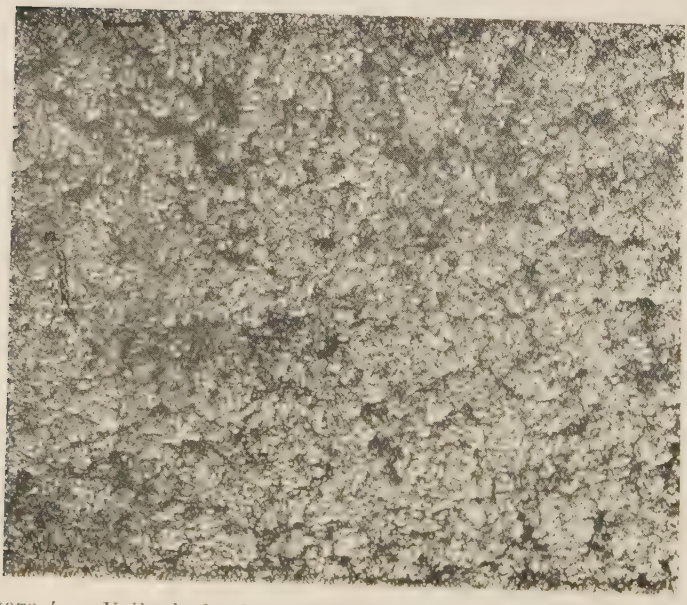


Photo 4. — Voile de fond. Les algues sont incorporées au précipité de phosphate calcique (noir sur la photo). 3/1.

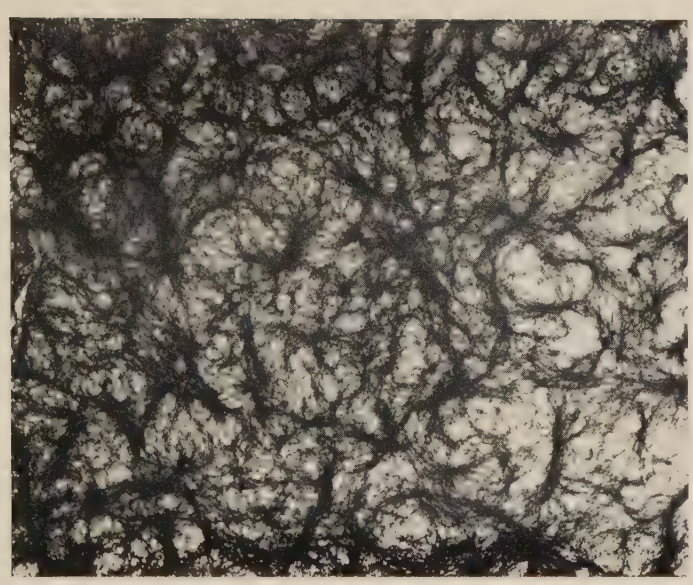


Photo 5. — Voile latéral formé sur les parois d'un flacon de culture, dans la solution. Les voiles latéraux ne présentent pas toujours cet aspect tourmenté : ils peuvent être homogènes. 3/1.

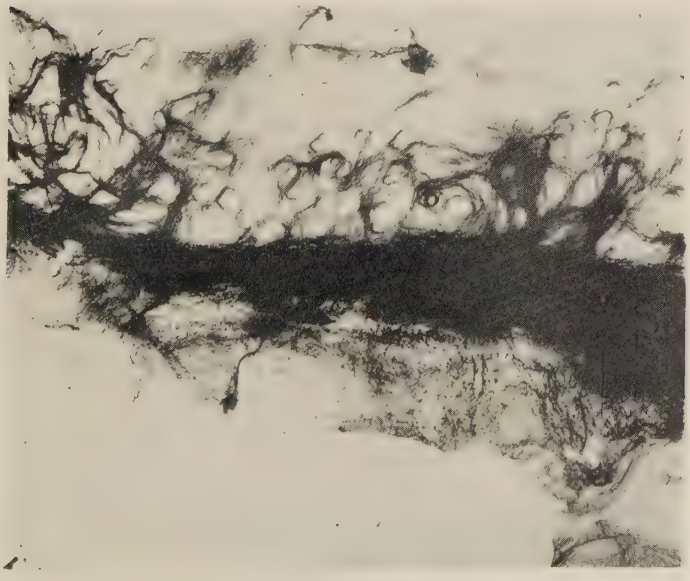


Photo 6. — Voile accolé aux parois latérales d'un flacon de culture. Vers le haut, les filaments sont en dehors de la solution minérale. La traînée noire correspond au précipité ($CaCO_3$) formé par les algues. En dessous, voile latéral immergé. 3/1.

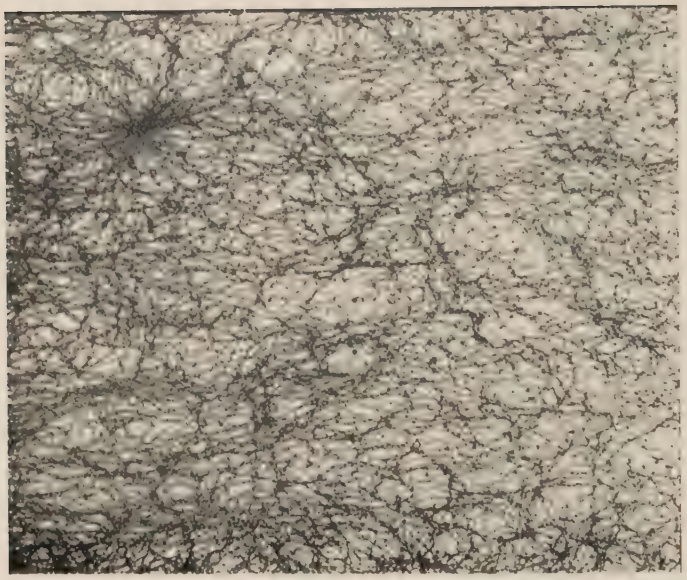


Photo 7. — Voile formé à la surface de la solution de culture. Entre les filaments on distingue de petits cristaux. 10/1.

Photo 8. — Portion de voile montrant un début de formation zonaire. 10/1.

Photo 9. — Portion de voile superficiel avec zone d'accroissement. 10/1.

Photo 10. — Voile superficiel d'aspect tourmenté. 10/1.

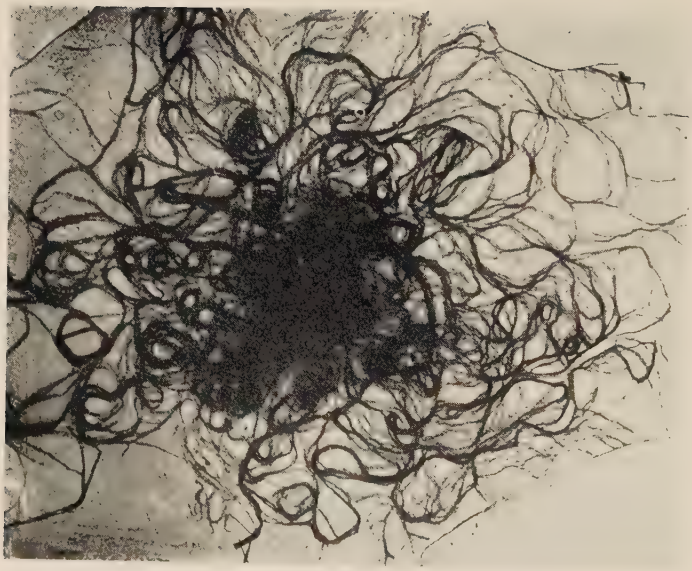


Photo 11. — Début de développement sur milieu gélosé. 3/1.

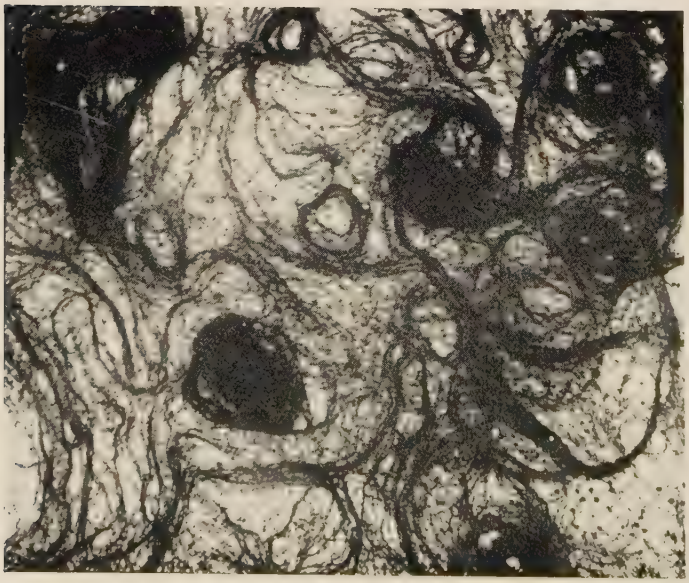


Photo 12. — Enroulements caractéristiques en surface de milieu gélosé. On distingue des cristaux entre les filaments. 10/1.

Nous avons remarqué dans toutes nos cultures faites en solution de Detmer modifiée les processus de développement que nous venons de signaler, que ce soit en flacons d'Erlenmeyer (de 250 c.c., contenant 100 c.c. ou 150 c.c. de solution) ou en ballons (de 1 litre, contenant 500 c.c de solution; de 5 litres, contenant 3 litres de solution).

Comme le montrent les photos, les voiles diffèrent d'aspect selon qu'ils sont superficiels ou latéraux ou bien si les filaments sont enrobés de précipité de phosphate calcique.

En solution de Detmer modifiée (dilution 1/1,5), additionnée de 1,5 % de gélose, la propagation est déjà évidente quelques heures après le repiquage. Les filaments rampent rapidement sur la gélose et y dessinent aussitôt des enroulements caractéristiques (photos 11 et 12). Nous n'avons jamais observé ces enroulements en milieu liquide; parfois, cependant, nous en avons trouvé, mais alors en dehors de la solution, contre les parois. De plus, de telles formations ne se présentent que lorsque la masse d'algues est assez considérable.

Phormidium uncinatum Gom. pénètre aussi à l'intérieur de la gélose, où les filaments se propagent activement. Au sein de la gélose, ces filaments n'oscillent pas; ils se meuvent uniquement par mouvement rotatoire autour de leur axe.

Les divers aspects présentés par les cultures de *Phormidium uncinatum* Gom. doivent être attribués au mode de progression de l'algue et au fait que, *in vitro*, les filaments peuvent atteindre, sans se fragmenter, une longueur assez grande. Il est probable que de nombreuses *Schizophycées* filamenteuses peuvent réaliser des voiles semblablement constitués.

Phormidium uncinatum a, en culture, une belle couleur vert-bleu foncé. Au microscope, certains filaments paraissent nettement bleus. Dans les cultures faites en trois litres de solution, et seulement dans ce cas, les voiles superficiels sont plus bleus que les autres voiles, d'aspect plus franchement vert; on dirait que les algues immergées possèdent moins de phycocyanine que les algues de surface. Lorsque les milieux de culture sont âgés de 3 à 4 mois environ, les filaments deviennent chlorotiques : ils reprennent leur couleur normale s'ils sont repiqués sur de nouveaux milieux.

Il ne sera pas sans intérêt de faire remarquer que nos cultures de *Phormidium uncinatum* Gom. ont une odeur caractéristique, rappelant la marée ou la vase. Nous sommes porté à croire que c'est bien à notre *Schizophycée* et non aux bactéries coexistantes que nous devons en attribuer l'émanation.

Cette odeur est surtout prononcée chez les cultures faites en solution gélosée et même en solution non gélosée, lorsque les voiles superficiels sont très denses. Parfois l'odeur dégagée était tellement forte que la salle de culture sentait distinctement la marée.

L'ÉVOLUTION DU pH+ DANS LES CULTURES

Nous avons tout d'abord constaté que le développement de *Phormidium uncinatum* dans les milieux de culture alcalinisait notablement les solutions. Afin d'obtenir des résultats précis, nous avons travaillé en conditions bien définies : lumière artificielle continue, température de 25° C. et masse d'algues déterminée au départ. Nos résultats, cependant, ne sont

Tableau I.

Valeurs de pH+ des milieux de culture de *Phormidium uncinatum Gom.* en fonction du temps. Au départ, chaque ballon contient 650 cc. de solution modifiée de Detmer (1/1.5). Les cultures sont placées à la lumière artificielle continue et à 25° C.

Nombre de jours.	Témoins 3 ballons.	Trois ballons contenant 10 mgr. au départ.			Quatre ballons contenant 20 mgr. au départ.				Trois ballons contenant 50 mgr. au départ.			Deux ballons contenant 100 mgr. au départ.	
0	5.9	5.9	5.9	5.9	5.9	5.9	5.9	5.9	5.9	5.9	5.9	5.9	5.9
2	6.0	6.0	6.0	6.0	6.0	6.0	—	—	6.2	—	—	—	6.3
7	6.0	6.3	—	—	—	6.2	6.3	—	6.5	6.3	—	6.7	6.7
12	6.0	—	6.3	6.4	—	6.4	—	6.5	—	6.5	6.6	6.7	6.7
17	6.0	6.7	6.5	—	6.5	—	6.6	—	6.7	—	—	6.9	—
22	6.0	—	6.5	6.5	6.7	—	—	6.9	—	—	6.9	—	—
27	6.0	6.7	6.7	6.7	6.7	6.7	6.7	8.3	7.1	6.7	6.9	8.3	9.1

qu'approximatifs, puisque nous ne possédons que des cultures unialgales.

Pour cette recherche, nous avons utilisé quinze ballons d'un litre, contenant chacun 650 c.c. de solution de Detmer modifiée (1/1,5). Une telle solution de pH^+ initial 6,9 présente, après stérilisation, un pH^+ de 5,9. L'ensemble de ces ballons est divisé en cinq lots dont l'un sert de témoin; chaque autre lot reçoit respectivement 10, 20, 50 et 100 mgr. d'algues séchées 48 heures sous exsiccateur et sous vide (nous verrons plus loin qu'un tel traitement n'est pas préjudiciable à *Phormidium uncinatum*). Tous les ballons sont mis en culture le même jour. Deux jours après la mise en culture, nous avons pris le pH^+ de chacun d'eux. A partir de ce moment, les déterminations (colorimètre de Hellige) ont été faites régulièrement de 5 en 5 jours dans tous les lots, mais pas dans tous les ballons d'un même lot. Les prises de pH^+ se sont poursuivies durant 27 jours.

Les résultats sont donnés au tableau I.

Il résulte de ce tableau que *Phormidium uncinatum* Gom. alcalinise progressivement le milieu dans les conditions données, depuis pH^+ 5.9 jusqu'à pH^+ 6.7, 6.9, 7.1, 8.3 et 9.1. La vitesse d'alcalinisation croît, comme il fallait s'y attendre, avec la masse d'algues du départ.

RÉSISTANCE DE PHORMIDIUM UNCINATUM GOM. A DIVERS AGENTS PHYSIQUES ET CHIMIQUES

Au cours d'une étude sur la phycocyanine de *Phormidium uncinatum* Gom., par suite des difficultés que nous avons rencontrées pour tuer l'algue, nous

avons été amené à rechercher l'influence que pourraient exercer sur cet organisme extraordinairement résistant divers agents physiques et chimiques.

Résistance à la dessiccation.

Il est bien connu que les diverses espèces de *Phormidium* peuvent subir la dessiccation, même prolongée, sans aucun préjudice. Réduits en poudre, les filaments conservent leur pouvoir de reviviscence et de propagation. La dessiccation ne fait que suspendre les activités métaboliques.

Des algues séchées et conservées au sec, pendant quinze jours, en exsiccateur, ont réalisé un développement immédiat lorsqu'elles étaient mises en présence de solution modifiée de Detmer. A l'état parfaitement sec, le contenu cellulaire ne manifeste aucune plasmolyse.

Résistance au vide.

Nous avons soumis *Phormidium uncinatum* Gom. à un vide de trois mm., sous exsiccateur et à température ordinaire, pendant un temps variant de 1 à 10 jours. Dans ces conditions, un lot d'algues recevait la lumière diffuse du jour; un second lot était maintenu à l'obscurité.

Après repiquage en solution modifiée de Detmer, les algues se sont, dans chaque cas, développées instantanément, dès leur transport dans la salle de culture. La prolongation des conditions décrites ne semble pas influencer le développement ultérieur. Les algues ont un aspect normal et il n'y a aucune différence entre celles qui ont reçu la lumière et les autres.

Résistance à l'atmosphère d'azote.

Des algues, vivant en atmosphère humide, ont été privées d'oxygène pendant un temps variant de 1 à 12 jours. Le vide a d'abord été fait dans l'enceinte où se trouvent les algues, après quoi de l'azote (ayant préalablement barboté dans du permanganate et du pyrogallol) y a été introduit.

Un lot d'algues était exposé à la lumière diffuse du jour, un autre lot placé à l'obscurité, toutes autres conditions égales.

Après un séjour même prolongé (12 jours) en atmosphère d'azote, *Phormidium uncinatum* vit encore et est capable de se développer normalement, s'il est transplanté en solution modifiée de Detmer, à la lumière continue et à 25° C.

Les algues qui sont restées sous azote, de 1 à 7 jours, se propagent directement lorsqu'on les remet en solution nutritive; il n'y a pas de différence entre celles qui ont reçu la lumière et celles qui ont été soumises à l'obscurité au cours de l'exposition à l'atmosphère d'azote.

Après 7 jours d'atmosphère d'azote, la reprise végétative paraît beaucoup plus lente et la propagation devient moins intense. De plus, les algues mises primitivement à l'obscurité se développent plus rapidement que celles qui ont été soumises à la lumière.

Résistance à la congélation.

Des algues, séchées tout d'abord sous vide, en exsiccateur, pendant trois jours, sont ensemencées en solution modifiée de Detmer. Les flacons de culture sont mis, un jour, en glacière, à 1° C., puis un jour à 3° C. et, enfin, un jour à 1° C. Si les cultures

sont alors ramenées à la lumière et à 25° C., les filaments se propagent et émettent, après deux heures, des bulles d'oxygène.

Résistance à l'alcool.

Lorsque les algues sont fraîches, l'action de l'alcool à 94° est presque immédiate. La mort survient après deux ou trois minutes de contact.

Si les algues sont préalablement séchées, l'alcool à 94° ne les tue pas, même après douze minutes de contact. Les petites masses de filaments ainsi traitées et remises en solution modifiée de Detmer se développent aussitôt.

Dans les mêmes conditions, l'alcool absolu agit comme fixateur instantané.

Résistance à divers dissolvants.

Au cours de l'extraction de la phycocyanine, nous avons constaté que, même après l'action du sulfure de carbone ou des dissolvants utilisés, des filaments remis en culture pouvaient se développer normalement.

C'est pourquoi nous avons fait quelques essais précis. Des algues, soumises au vide et à l'obscurité pendant 5 jours, sont partagées en quatre lots :

a) *Premier lot* (témoin) : Les algues sont directement ensemencées dans la solution modifiée de Detmer. Le développement est instantané.

b) *Deuxième lot :* Les algues sont pulvérisées, puis traitées pendant 5 minutes au sulfure de carbone. La poudre, ensemencée en solution modifiée de Detmer, donne naissance, après deux jours, à de petits filaments qui se développent normalement. Ultérieure-

ment, nous avons constaté que pour tuer les algues il faut les soumettre pendant une demi-heure à l'action du CS_2, en atmosphère close.

c) *Troisième lot :* Les algues sont broyées, soumises 5 minutes à l'action du sulfure de carbone, puis une demi-heure à celle de l'éther de pétrole (qui dissout les caroténoïdes et la chlorophylle), et enfin à l'action de NaCl à 5 °/$_{oo}$ (dissolvant de la phycocyanine). La poudre, ensemencée en solution modifiée de Detmer, donne naissance après 2 jours à des filaments normaux.

d) *Quatrième lot :* Les algues broyées sont traitées par l'éther de pétrole pendant une demi-heure, puis par NaCl à 5 °/$_{oo}$. Après deux jours, la poudre ensemencée se développe.

La résistance extraordinaire de *Phormidium uncinatum* à ces diverses actions doit être, selon nous, principalement attribuée à la présence de la gaine gélatineuse consistante entourant les trichomes et protégeant efficacement les cellules, quoiqu'elle n'ait environ que ½ µ d'épaisseur.

DÉVELOPPEMENT DE PHORMIDIUM UNCINATUM GOM. EN FONCTION DE LA NATURE DU SUBSTRAT ET DE LA LUMIÈRE

Dans le but d'obtenir les conditions optimales du développement de *Phormidium uncinatum* Gom., nous avons recherché, par comparaison avec des milieux utilisés par d'autres auteurs, la valeur de notre solution de Detmer modifiée à diverses concentrations. Nous avons étudié également l'influence de l'intensité lumineuse.

Mais avant d'entreprendre cette recherche, il nous a fallu trouver un moyen qui nous permît, dans chaque cas, d'avoir sensiblement la même masse d'algues au départ, étant donné que notre étude doit être comparative. Dans ce but, nous avons pris des cultures de *Phormidium uncinatum* Gom. (sur solution modifiée de Detmer, additionnée de 1,5 % de gélose) âgées d'un mois. Les cultures utilisées présentent en surface un voile d'algues bien homogène. Les cultures infectées ou dont le voile superficiel n'est pas bien homogène sont écartées.

Nous découpons alors, à l'emporte-pièce, des morceaux de gélose semblables, portant en surface très approximativement la même quantité d'algues, ce qui s'évalue, avec un peu d'habitude, à la teinte du voile recouvrant la surface de la gélose. Les algues superficielles sont recueillies par grattage délicat de la surface de la gélose au moyen d'un scalpel.

Chaque quantité d'algues ainsi obtenue est repiquée en milieu de culture, en Erlenmeyer de 250 c.c., contenant chacun 150 c.c. de solution minérale. Les cultures sont mises dans une salle de culture à 25° C. Les recherches sur l'influence de la constitution du substrat ont été faites à la lumière continue (cultures distantes de 0,50 m. de lampes Philips de 100 watts). Les résultats sont établis, d'après l'aspect des cultures, après trois semaines. Nous déterminons alors les pH^+ de tous les milieux (comparateur de Hellige); nous comparons les valeurs obtenues aux pH^+ de milieux témoins dans lesquels il n'a été fait aucun repiquage; nous avons placé les témoins dans les mêmes conditions que les flacons de culture. Le pH^+ des milieux témoins a conservé, pendant les trois semaines, à un dixième d'unité près, la même valeur qu'ils avaient deux jours après la stérilisation.

A. — INFLUENCE DU SUBSTRAT MINERAL

1. Solution modifiée de Detmer.

Nous avons précédemment employé uniquement à la dilution 1/1,5 cette solution de Detmer (où nous remplaçons le phosphate monopotassique par du phosphate bipotassique).

Nous l'expérimentons ici aux dilutions 1/1, 1/1,5, 1/2, 1/3, 1/4 et 1/10. Pour chacune de ces dilutions, nous utilisons quatre cultures et un milieu témoin.

Voici les résultats obtenus :

a) Le meilleur développement est réalisé à la dilution 1/3. Le témoin a un pH$^+$ de 6.5. *Phormidium* a amené le pH$^+$ à 7.5, 7.7, 7.7 et 7.9.

b) De bons rendements, mais inférieurs à ceux de *a*, sont donnés par les dilutions 1/1,5 et 1/2. Les deux témoins ont un pH$^+$ de 6.0. A la dilution 1/1,5, *Phormidium* a amené le pH$^+$ à 6.5, 6.5, 7.1 et 7.7; à la dilution 1/2, uniformément à 7.5.

c) La dilution 1/4 n'est pas très favorable au développement de *Phormidium uncinatum;* les algues semblent un peu chlorotiques. Le pH$^+$ du témoin est 6.5; dans les milieux de culture, il est devenu 7.1, 7.4, 7.7 et 7.7.

d) La solution non diluée 1/1 et la solution de dilution 1/10 sont tout à fait défavorables. Les valeurs de pH$^+$ n'ont guère varié. Pour la solution non diluée, le témoin ayant un pH$^+$ de 6.0, les cultures n'apportent au milieu que peu de variation : 6.1, 6.1, 6.1, 6,2. Nous constatons le même phénomène à la dilution 1/10 : pH$^+$ du témoin 6.9; pH$^+$ des cultures 6.9, 6.9, 7.1 et 7.1.

En résumé, dans nos conditions de culture, la solution de Detmer modifiée non diluée ne convient pas au développement de *Phormidium uncinatum*, probablement à cause de sa concentration. L'optimum de rendement est réalisé par la dilution 1/3, ce qui correspond à une concentration en sels de 0,58 gr. $^{0}/_{00}$. Les dilutions 1/1,5 et 1/2 donnent aussi de bons résultats, mais il faut leur préférer la dilution 1/3.

2. Solution classique de Detmer.

Nous avons expérimenté cette solution aux mêmes dilutions que la solution de Detmer modifiée. Pour chaque dilution, nous avons utilisé trois cultures et un milieu témoin.

Après trois semaines, on observe que :

a) Les dilutions 1/1, 1/1,5, 1/2 sont nuisibles pour *Phormidium uncinatum*, qui y meurt. Ce résultat est vraisemblablement dû à la forte acidité des solutions. Le pH^+ de témoins est pour la solution non diluée et la dilution 1/1,5 de 4.6; pour la dilution 1/2, de 4.9. Il n'y a pas eu de développement dans aucun cas. Dans la solution non diluée, le pH^+ final des cultures est partout 5.5; aux dilutions 1/1,5 et 1/2, partout 5.9.

b) Les dilutions 1/3 et 1/4, dont les témoins ont comme pH^+ respectifs 5.5 et 5.9, constituent de médiocres substrats pour *Phormidium uncinatum*. L'algue ne s'y développe presque pas. Pour tous les milieux de culture, le pH^+ final est 6.0, à l'exception d'un des milieux de dilution 1/4 dont le pH^+ s'est élevé à 6.9.

c) La dilution 1/10 a permis à *Phormidium uncinatum* de se développer un peu et de former de légers

voiles : les algues paraissent bien portantes. Le pH+ du témoin est 6.3; dans les cultures, il a été amené à 6.9, 7.3 et 7.5.

Comme il fallait s'y attendre, d'après les données de la littérature, *Phormidium uncinatum* ne se développe pas dans un milieu de réaction aussi acide que le Detmer. Il est intéressant de constater qu'il n'y a eu développement qu'à la dilution 1/10, précisément là où le pH+ revient vers la neutralité.

3. Milieux divers.

Nous nous sommes adressé à trois formules de milieu utilisées récemment par Geitler (1925 : liquide de Benecke), Boresch (1921) et Maertens (1914 : liquide de Molisch).

La constitution de ces milieux est la suivante :

Liquide de Benecke: eau 1,000 gr.; NH_4NO_3, 0,2 gr.; K_2HPO_4, 0,1 gr.; $MgSO_4$, 0,1 gr.; $CaCl_2$, 0,1 gr.; Fe_2Cl_6, une goutte.

Liquide utilisé par Boresch (1921) : eau, 1,000 gr.; KNO_3, 1 gr.; K_2HPO_4, 0,2 gr.; $MgSO_4$, 0,05 gr.; $CaCl_2$, 0,05 gr.; $FeSO_4$, 0,001 gr.

Liquide de Molisch: eau, 1,000 gr.; KNO_3, 0,2 gr.; K_2HPO_4, 0,2 gr.; $MgSO_4$, 0,2 gr.; $CaSO_4$, 0,2 gr.; $FeSO_4$, trace.

Chacune de ces formules est expérimentée sur quatre cultures et un milieu témoin.

Dans chaque cas, le développement a été intense. Cependant, dans le liquide utilisé par Boresch et dans le liquide de Molisch, les algues sont un peu chlorotiques; dans le liquide de Benecke, elles présentent un aspect normal et une belle coloration vert-bleu.

Les valeurs de pH^+ après trois semaines nous donnent des résultats intéressants.

Pour le *liquide de Benecke*, le pH^+ du témoin est 6.7 (même valeur que lors de la mise en culture). Dans ce milieu, *Phormidium uncinatum*, en se développant, n'a pas alcalinisé la réaction; au contraire, les pH^+ sont devenus 6.0, 6.0, 6.0 et 6.2. C'est le seul cas que nous ayons rencontré où *Phormidium* abaisse le pH^+ vers l'acidité.

Pour le *liquide utilisé par Boresch* (1921), le témoin a un pH^+ de 7.1, et les cultures, les pH^+ respectifs : 7.6, 7.7, 7.7 et 7.9 (cette dernière valeur est celle de la culture la moins chlorotique).

Enfin, le *liquide de Molisch* donne pour le témoin un pH^+ de 7.1, et pour les cultures, les pH^+ 7.7, 7.9, 7.9 et 8.1. C'est au pH^+ 7.7 que les algues sont le plus chlorotiques.

De ces trois milieux expérimentés, c'est le *liquide de Benecke* (utilisé par Geitler en 1925) qu'il faut préférer. En comparant les cultures faites en pareil milieu aux cultures obtenues en solution modifiée de Detmer, à la dilution 1/3, nous avons constaté que les rendements en sont tout à fait identiques. Il est à noter que, pour ces deux formules de milieu, la concentration en sels est de 0,5 gr. °/₀₀.

4. Influence du Ca.

Comme l'a fait Maertens (1914) pour plusieurs *Schizophycées*, nous avons cultivé *Phormidium uncinatum* en milieu pourvu ou dépourvu de calcium.

La formule du milieu sans Ca est KNO_3, 0,01 %; Na_2HPO_4, 0,02 %; $MgSO_4$, 0,02 %; Fe_2PO_4, trace. Pour le milieu avec Ca, on ajoute à la formule précédente 0,02 % de $CaSO_4$.

Le résultat est net et confirme les données de Maertens. En l'absence de Ca, il n'y a aucun développement, même après trois semaines de culture; les algues sont chlorotiques.

Les cultures se sont bien développées dans les milieux pourvus de calcium.

Ces expériences faites sur l'influence du substrat minéral sur le développement de *Phormidium uncinatum*, en culture unialgale, après trois semaines, à la lumière artificielle continue et à 25° C., nous permettent de conclure que :

1° L'optimum de développement est réalisé en solution modifiée de Detmer à la dilution 1/3 (pH+ après stérilisation : 6.5) et en solution de Benecke (pH+6.7). Ces deux formules de substrat minéral nous ont donné des résultats identiques. Le liquide de Molisch et le liquide utilisé par Boresch (1921) ont permis un bon développement de *Phormidium uncinatum*, mais dans de telles solutions, les algues étaient chlorotiques.

2° Une réaction acide telle que celle de la solution classique de Detmer (pH+ 4.6, 4.6, 4.9, 5.5 et 5.9 aux dilutions respectives : 1/1, 1/1,5, 1/2, 1/3 et 1/4) ne convient pas du tout à *Phormidium uncinatum*. Nous confirmons ici les résultats des divers auteurs qui ont cultivé des *Schizophycées;* une réaction acide est nettement préjudiciable à ces algues. La solution classique de Detmer à la dilution 1/10 a permis un faible développement de *Phormidium uncinatum*, mais le pH+ de cette solution est beaucoup moins acide : pH+ 6.3.

3° Notre solution modifiée de Detmer, non diluée (concentration en sels : 1,75 gr. °/₀₀), est défavorable à *Phormidium uncinatum*, de même que la dilution 1/10 (concentration 0,17 gr. °/₀₀). La dilution 1/4 (concentration 0,43 gr. °/₀₀) donne des résutats meilleurs, mais insuffisants. Les dilutions 1/1,5 et 1/2 (concentration 1,16 gr. °/₀₀ et 0,87 gr. °/₀₀) sont satisfaisantes. L'optimum de développement correspond à la dilution 1/3, dont la concentration en sels est la même que celle de la solution de Benecke (0,5 gr.°/₀₀).

4° *Phormidium uncinatum* alcalinise la réaction du milieu de culture. Une seule exception nous est donnée en milieu de Benecke, où l'algue a ramené le pH⁺ de 6.7 à 6.0.

5° Lorsque, dans la solution modifiée de Detmer, les algues ne se sont pas développées, le pH⁺ n'a pas évolué ou a très peu varié. Dans la solution de Detmer classique, même lorsque *Phormidium* n'a manifesté aucun développement, le pH⁺ a été alcalinisé, surtout aux faibles dilutions (1/1, 1/1,5, 1/2).

6° Le Ca est indispensable au développement de *Phormidium uncinatum*. Ce résultat confirme celui que Maertens (1914) a obtenu sur *Oscillatoria*, *Calothrix*, *Cylindrospermum* et *Nostoc*.

B. — INFLUENCE DE LA LUMIÈRE

Dans le but de contrôler la valeur de notre procédé de culture, basé sur l'emploi de la lumière artificielle continue, nous avons été amené à rechercher l'influence de l'intensité lumineuse sur le développement de *Phormidium uncinatum*, en solution modifiée de Detmer, à la dilution 1/1,5.

Des cultures ont été placées :

1° à la lumière solaire directe (fenêtre exposée au Midi);

2° à la lumière solaire diffuse (fenêtre exposée au Nord);

3° à la lumière continue très intense (à 0,15 m. d'une lampe Sigtay de 300 watts, derrière un écran d'eau de 10 cm.);

4° à la lumière artificielle continue d'intensité moyenne (à 0,50 m. d'une lampe Philips de 100 watts);

5° à la lumière artificielle continue, très atténuée (à 2 m. d'une lampe Philips de 100 watts, derrière un écran noir);

6° à l'obscurité totale.

L'observation, après trois semaines, nous montre que le meilleur rendement a été réalisé en lumière artificielle continue d'intensité moyenne. Les algues qui ont reçu la lumière solaire directe et la lumière continue très intense se sont d'abord bien développées, mais bientôt, après trois ou quatre jours, elles sont devenues chlorotiques, au point de présenter des thalles tout à fait décolorés. En lumière solaire diffuse, le développement a été faible, tandis qu'en lumière artificielle continue très atténuée et à l'obscurité, les algues ne se sont pas du tout développées; cependant, elles sont restées vivantes et ont conservé leur teinte vert-bleu.

L'éclairement artificiel continu d'intensité moyenne (cultures se trouvant à 0,50 m. d'une lampe Philips de 100 watts) est l'éclairement à préférer pour la culture de *Phormidium uncinatum* Gom.

CONCLUSIONS

I. — Nous avons mis au point une technique de culture de *Phormidium uncinatum* Gom. (*Schizophycée hormogonéale*), technique qui nous permet d'obtenir en un délai minimum (2 mois) de grandes quantités d'algues (une série de cultures nous a donné ainsi 6,9 gr. secs). Ce résultat a été obtenu sur des cultures unialgales, en solution modifiée de Detmer (solution de Detmer où le KH_2PO_4 est remplacé par du K_2HPO_4), utilisée à la dilution 1/1,5, à la lumière artificielle continue et à 25° C. de température moyenne.

II. — Dans ces conditions, *Phormidium uncinatum* Gom. se développe très rapidement. Les filaments ne se terminent pas fréquemment par un groupe de cellules apicales et un calyptra; la plupart d'entre eux se présentent comme des hormogonies qui se seraient fortement allongées. Les filaments sont doués de mouvement oscillatoire et de mouvement rotatoire dans le sens de l'axe; lorsque les algues pénètrent à l'intérieur d'une solution minérale gélosée, le mouvement rotatoire subsiste seul et la progression se fait par glissement. Les cultures ont une belle couleur vert-bleu foncé et émettent une odeur prononcée de marée.

Phormidium uncinatum Gom. en culture forme des voiles sur les parois des flacons et à la surface des solutions. Ces voiles sont constitués par les filaments étroitement enchevêtrés; leur aspect diffère selon leur emplacement dans le milieu et suivant que le substrat minéral est gélosé ou non. Ce sont les mouvements des filaments qui provoquent la texture de ces voiles.

Notre description de *Phormidium uncinatum* Gom.

marque un progrès dans l'étude systématique de cette algue, car elle fait intervenir les caractères morphologiques présentés par un organisme cultivé en milieu standard (Detmer modifié). En effet, on doit arriver, dans la Systématique des Algues, à se baser sur ces caractères selon les méthodes de diagnose bactériologique.Bien que nos observations aient été faites sur des cultures unialgales, et non sur des cultures pures, nous apportons une contribution intéressante à la connaissance de *Phormidium uncinatum*.

III. — *Phormidium uncinatum*, en culture unialgale, au cours de son développement, alcalinise la réaction de la solution modifiée de Detmer; plus est grande la masse d'algues mise en culture et plus est rapide cette alcalinisation. Dans le liquide de Molisch, le liquide utilisé par Boresch (1921) et la solution classique de Detmer, l'algue alcalinise également le substrat; par contre, dans le liquide de Benecke, elle ramène le pH^+ vers l'acidité.

IV. — *Phormidium uncinatum* présente une très grande résistance à divers agents physiques et chimiques; nous attribuons cette propriété à la présence chez cette algue d'une gaine mucilagineuse consistante. La dessiccation, même prolongée, ne lui est pas préjudiciable. Après avoir été soumise pendant 10 jours à un vide de trois mm., l'algue garde sa capacité de développement. Elle résiste bien à l'atmosphère d'azote pendant 10 jours, à la lumière; pendant 7 jours, à l'obscurité (après 7 jours dans l'obscurité, *Phormidium* semble atteint dans sa vitalité).

Lorsque les algues sont séchées, elles ne sont pas tuées, même après immersion dans l'alcool à 94° pendant douze minutes. Pour les tuer, il faut les soumet-

tre pendant une demi-heure à l'action de CS_2 en atmosphère close. Des algues séchées, broyées, soumises cinq minutes à l'action du CS_2, puis une demi-heure à celle de l'éther de pétrole, peuvent se développer lorsqu'on les repique en solution modifiée de Detmer.

V. — Une étude de l'influence du substrat minéral et de l'intensité lumineuse nous a permis de déterminer les conditions optimales de développement de *Phormidium uncinatum*. Ces conditions sont : solution modifiée de Detmer, à la dilution 1/3, éclairement artificiel continu (cultures distantes de 0,50 m. de lampes Philips de 100 watts) et 25° C. La solution de Benecke nous donne le même résultat que notre solution modifiée de Detmer. Le liquide de Molisch et la solution utilisée par Boresch (1921) ne nous ont pas donné de résultat satisfaisant dans les mêmes conditions : les algues se sont bien développées, mais présentaient un aspect chlorotique. Une réaction acide comme celle de la solution classique de Detmer ne convient pas à *Phormidium uncinatum*. Le Ca est nécessaire à son développement.

Une intensité lumineuse trop violente provoque la chlorose des filaments; si l'intensité est trop faible *Phormidium* ne prospère pas.

Nous remercions vivement M. le Prof[r] Monoyer, dont les conseils nous ont été si précieux au cours de cette recherche.

Prochainement, nous publierons, en collaboration avec M[me] Bouillenne, une étude sur la phycocyanine de *Phormidium uncinatum* Gom.

Laboratoire d'Algologie et de Botanique systématique.
Institut de Botanique de l'Université de Liége.

BIBLIOGRAPHIE

ALLISON, F. E. et MORRIS, H. J., Nitrogen fixation by blue green Algae. (*Science*, *71* [1834], p. 221, 1930.)

BENECKE, W., Ueber Kulturbedingungen einiger Algen (*Bot. Zeit.*, *56*, p. 83, 1898.)

BEIJERINCK, M. W., Kulturversuche mit Zoochlorellen, Lichengonidien und anderen niederen Algen. (*Ibid.*, p. 725, 1890.)

BORESCH, K., Die wasserlöslichen Farbstoffe der Schizophyceen. (*Bioch. Zeitschr.*, *119*, p. 167, 1921.)

— Die komplementäre chromatische Adaptation. (*Arch. f. Protistenkunde*, *44*, p. 1, 1921.)

BOUILHAC, R., Sur la fixation de l'azote atmosphérique par l'association des Algues et des Bactéries. (*C. R. Ac. Sc. Paris*, *119*, p. 929, 1896.)

— Sur la culture du Nostoc punctiforme, en présence de glucose. (*Ibid.*, *125*, p. 880, 1897.)

BRUNNTHALER, Der Einfluss aüsserer Faktoren auf *Gloeothece rupestris*. (*Sitz. Ber. K. Ak. W. Math. Nat. Kl.*, *118*, p. 500, 1909.)

CHODAT, R., et GOLDFUS, M., Note sur la culture des Cyanophycées et sur le développement d'Oscillariées coccogènes. (*Bull. Herb. Boisier*, *5*, p. 593, 1897.)

CHODAT, R., et GRINTZESCO, J., Sur les méthodes de culture pure des Algues vertes. (*Congrès Intern. Bot. Paris*, 1900, p. 157.)

CHODAT, R., Étude critique et expérimentale sur le polymorphisme des Algues. (Genève-Bâle, 1909.)

— Monographie d'Algues en culture pure. (*Matériaux pour la Flore cryptogamique suisse*, *4*, 1913.)

DANGEARD, P., Sur l'adaptation complémentaire chez les végétaux. (*C. R.*, séance du 24 juillet 1911, p. 293.)

— Recherches sur l'assimilation chlorophyllienne et les questions qui s'y rattachent. (*Le Botaniste*, *19*, p. 1, 1927.)

DREWES, K., Ueber die Assimilation der Lufstickstoffs dur Blaualgen. (*Centralbl. Bakt. Par.*, *76*, p. 88, 1928.)

ENGELMANN, TH. W., Neue Methode zur Untersuchung der Sauerstoffausscheidung planzlicher und thierischer Organismen. (*Bot. Zeit.*, *39*, p. 442, 1881.)

— Ueber Sauerstoffausscheidung von Pflanzenzellen in Mikrospectrum. (*Ibid.*, *40*, p. 419, 1882.)

ENGELMANN, TH. W., Farbe und Assimilation. (*Ibid.*, *41*, p. 1, 1883.)

— Untersuchungen über die quantitativen Beziehung zwischen Absorption des Lichtes und Assimilation in Pflanzenzellen. (*Ibid.*, *42*, p. 81, 1884.)

GAIDUKOV, N., Weitere Untersuchungen über Einfluss farbigen Lichtes auf die Färbung des Oscillarien. (*Ber. d. d. bot. Ges.*, *21*, p. 484, 1903.)

— Die komplementäre chromatische Adaptation bei *Porphyra* und *Phormidium*. (*Ibid.*, *24*, p. 1, 1906.)

— Zur Frage nach der komplementäre chromatische Adaptation. (*Ibid.*, *41*, p. 356, 1923.)

GEITLER, L., Cyanophyceen (in RAEBENHORST'S *Kryptg. Flora*, Bd. 14, vol. 1-5, Leipzig, 1930).

— Kleine Mitteilungen über Blaualgen. (*Oest. Bot. Zeitsch.*, *70*, p. 158, 1921.)

GLADE, R., Zur Kenntniss der Gattung *Cylindrospermum*. (*Beitr. Biol. d. Pflanzen*, *12*, p. 295, 1914.)

GOMONT, M., Monographie des Oscillariées. (*Ann. Sc. Nat.*, vol. 15 et 16, 1892.)

HARDER, R., Ueber die Beziehung des Lichtes zur Keimung von Cyanophyceensporen. (*Jahrb. Wiss. Bot.*, *58*, p. 288, 1919.)

— Lichtintensität und Chromatische Adapatation bei Cyanophyceen. (*Ber. d. d. Bot. Ges.*, *40*, p. 26, 1922.)

— Ueber die Bedeutung von Lichtintensität und Wellelange für die Assimilation farbiger Algen. (*Zeitsch. f. Bot.*, *15*, p. 305, 1923.)

KIRCHNER, O., *Schizophyceen*, in ENGLER-PRANTL : *Pflanzenfamilien*, 1, 1*a*, 1900.)

KUFFERATH, H., La Culture des Algues, 1930.

LE ROUX, Recherches biologiques sur le lac d'Annecy. (*Revue de Biol. lacustre*, 1907.)

LINKOLA, K., Kultur mit Nostoc-Gonidien der Peltigera-Arten. (*Ann. Soc. Zool. Bot. Fennica*, *1*, p. 1, 1920; cité dans KUFFERATH.)

LUBIMENKO et TICHOVSKAIA, Recherches sur la photosynthèse et l'adaptation chromatique chez les Algues marines. (*Tra. Sta. Biol. Sébastopol-Léningrad*, *1*, p. 153, 1929.)

MAERTENS, H., Das Wachstum der Blaualgen in mineralischen Lösungen. (*Beitr. Biol. Pflanzen*, 12, p. 439, 1914.

MAGNUS, W., et SCHINDLER, B., Ueber den Einfluss der Nährsalze auf die Färbung des Oscillarien. (*Ber. d. d. Bot. Ges.*, *30*, p. 316, 1912.)

MOLISCH, H., Zur Ernähung der Algen. (*Sitz. k. Ak. Wis.*, *1*, 104, p. 783, 1896; *2*, 105, p. 634, 1897.)

NADSON, G., Die perforierenden Algen und ihre Bedeutung in der Natur. (*Script. Bot. Hort. Petrop*, *17*, p. 35, 1901.)

— Ueber den Einfluss der Lichtstärke auf die Färbung der Algen. (*Bull. imp. Jard. bot., Petersb.*, *8*, p. 123, 1908.)

OLTMANNS, FR., Morphologie und Biologie der Algen, 1905.

PRINGSHEIM, E. G., Zur Physiologie der Shizophyceen. (*Beitr. Biol. Pflanzen*, *12*, p. 49, 1913.)

PRAT, S., The culture of calcareous Cyanophyceae. (*Stud. Plant. Physiol. Lab. Prague*, *3*, 1925; cité dans GEITLER.)

RICHTER, A., Ueber die Anpassung der Susswasseralgen an Kochsalzlösungen. (*Flora*, *75*, p. 1, 1892.)

RICHTER, O., Reinkultur von Diatomeen. (*Ber. d. d. bot. Ges.*, *21*, p. 439, 1903.)

— Die Ernährung der Algen. (Monogr. in *Intern. Rev. Hydrob. Hydrogr.*, *2*, 1911; cité dans KUFFERATH.)

SUSSKI, E. P., Die komplementäre chromatische Adaptation bei *Oscillatoria engelmanniana* Gaid. (*Beitr. Biol. Pflanzen*, *17*, p. 45, 1929.)

SCHINDLER, B., Ueber den Farbenwechsel der Oscillarien. (*Zeitsch. f. Bot.*, *5*, p. 497, 1913.)

TEODORESCO, M.-E.-C., Le développement des Algues et la réfrangibilité de la lumière. (*Rev. Gén. Bot.*, nos 543-546, 1934.)

TILDEN, J., Minnesota Algae, Myxophyceae of North America, 1910.

TISCHUTKIN, N., Ueber Agar-agar Kultur einiger Algen und Amoeben. (*Centralbl. f. Bakt.*, *2*, *3*, 183, 1897; cité dans KUFFERATH.)

UHLIR, V., Ueber Isolation der Algen aus den Collemaceen. (*Ziva*, 1914; cité dans KUFFERATH.)

VON WETTSTEIN, Zur bedeutung und Technik der Reinkultur für Systematik und Floristik der Algen. (*Oester. Bot. Zeitsch.*, *70*, p. 23, 1921.)

Extrait du *Bulletin de la Société royale des Sciences de Liége*
N° 2, 1936.

Note sur la recolonisation des tourbières exploitées de la Baraque Michel,

par M. FOUARGE, Professeur à l'Athénée royal de Liége.

Comment naissent les tourbières du Plateau des Hautes Fagnes et quel est leur cycle d'évolution? Voilà deux questions auxquelles il serait intéressant de pouvoir répondre autrement que par des hypothèses.

En vue d'apporter un élément susceptible de contribuer à la solution de ce problème, je me suis efforcé de déterminer, avec quelque précision, quel est le processus de recolonisation végétale dans les tourbières exploitées récemment.

L'idée de cette tentative m'a été suggérée par M. le Prof[r] Bouillenne qui poursuit, chaque été, l'étude de cette mine inépuisable d'observations que constituent les fagnes de la Baraque Michel.

Le centre idéal d'opérations pour réaliser un tel projet était, sans conteste, l'hospitalière station de l'Université de Liége au Mont-Rigi, où j'ai pu faire un séjour prolongé aux vacances d'été de 1933 et 1934.

*
* *

J'ai donc visité la plupart des exploitations de tourbe, que l'on rencontre dans la fagne du Mont-Rigi, la fagne des Wez, et une partie de la fagne wallonne, notamment à l'est du chemin qui mène au bois de Drello. Immédiatement, j'ai été amené à les cataloguer en deux catégories :

1. Les exploitations récentes;
2. Les exploitations anciennes.

Les premières s'accroissent régulièrement par le fait des extractions annuelles. Les secondes sont de simples trous, de peu d'étendue, creusés ça et là dans la fagne.

1. EXPLOITATIONS RECENTES

La *fagne* du Mont-Rigi m'a permis d'étudier plusieurs cuves où l'extraction de la tourbe se poursuit chaque année.

Cette fagne est, en fait, une grande tourbière dont le versant Sud-Est s'incline en gouttière vers le confluent des deux Höegnes.

Le tapis végétal est constitué par un *Molinietum coeruleae* typique à l'exception toutefois :

1. D'un territoire assez étendu, en contrebas du niveau environnant et colonisé par un *Polytrichetum strictum*, dont le Prof^r^ Bouilleme a déterminé l'origine, consécutive aux incendies de tourbe de l'été 1911 (1);

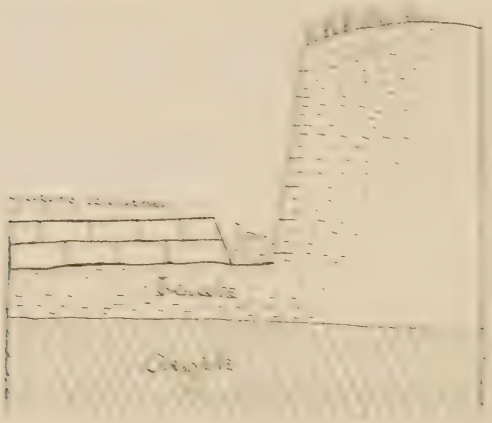


FIG. 1. — Exploitation récente. — Coupe.

2. D'une association où domine *Nardus stricta* et qui s'étend derrière l'auberge du Mont-Rigi. M. Bouilleme en suit l'évolution depuis plusieurs années.

3. Du sommet extrême de la tourbière où l'*Eriophorum* vaginatum règne en maître sur un espace de quelques mètres carrés. Le sommet est sectionné par le trou d'exploitation dit « tourbière Marquet ».

---

(1) M. BOUILLENNE, Evolution récente de la végétation de plateaux de Hautes-Fagnes. *Bull. de la Soc. roy. de Bot. de Belgique*, 1921, T.

Dans cette fagne, les exploitations se continuent d'année en année, suivant approximativement la direction Sud-Est Nord-Ouest. On tire ainsi profit de la déclivité naturelle du sol pour assurer la vidange des eaux qui suintent de la tourbe fraîche. Ces eaux sont préalablement récoltées dans un fossé que les tourbeux ménagent progressivement au pied de la coupe. La surface extérieure de la tourbière est débitée en blocs; les gazons obtenus sont juxtaposés tête en bas, sur la sole du trou, réalisant ainsi un pavage à peu près horizontal, sur lequel on pourra travailler à pied sec. La bordure de ce plancher est constamment maintenue à quelque distance de la tranche en voie de section, d'où persistance d'un fossé entre la base de la coupe et le fond du trou (fig. 1).

Proche de la tranche exploitée, la sole de l'année est nue sur 2 ou 3 mètres de largeur. Elle laisse percer parfois une touffe de *Molinia coerulea*, rejets provenant des gazons retournés.

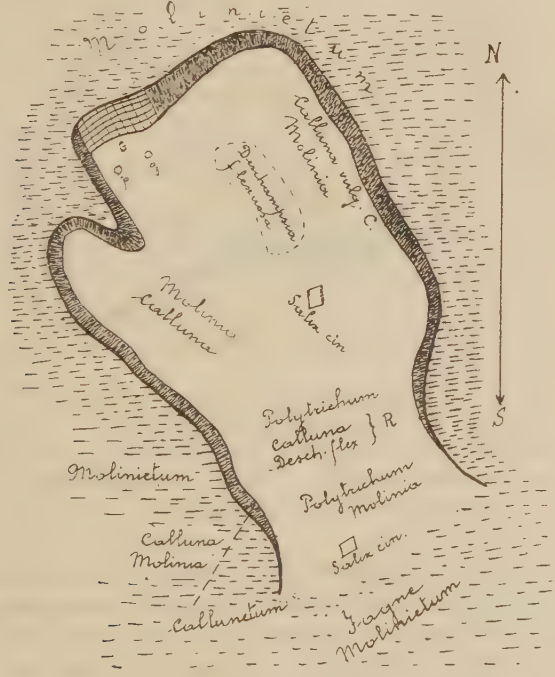


Fig. 2. — Exploitation récente. — Schéma.

G = Exploitation de l'année. Sol nu. — *p* = Polytrichum. — *g* = Galium. — R = Rare. — C = Commun.

Sauf endroits spécifiés, la surface entière est couverte par *Molinia cœrulea*.

Au fur et à mesure que l'on s'éloigne vers les zones d'extraction des années antérieures, on voit que la densité du tapis végétal augmente. En même temps, sur les bords, la dénivellation va s'amoindrissant, le fond se relève peu à peu, pour rejoindre, dans la partie la plus ancienne, le niveau de la fagne limitrophe (fig. 2).

On sait, en effet, que les souches de *Molinia* s'accroissent chaque année en hauteur, d'où relèvement progressif du niveau du sol, avec exagération des inégalités de terrain.

Dans la fagne du Mont-Rigi, il est clair que par suite du procédé d'exploitation décrit ci-dessus, *Molinia coerulea* sera de

Fig. 3. — Exploitation récente. — Schéma.

G = Exploitation de l'année.

Le *Molinietum* de recolonisation est entremêlé de *Polytrichum*, *Oxycoccos palustris*, *Calluna vulgaris*, *Potentilla tormentilla*, *Juncus conglomeratus* en touffes rares.

loin, le colonisateur le plus abondant des fosses d'extraction. Tel est le cas représenté dans la figure 2 où *Molinia* couvre la presque totalité de la surface exploitée. Les rares îlots plus spécialement remarquables sont indiqués sur la figure par les noms des plantes qui les constituent.

Dans la figure 3, la région délimitée par un trait interrompu forme une cuvette en contrebas de la sole d'exploitation. Cet enfoncement, bien que sec au moment des observations, reçoit

les eaux de vidange qui, dans l'exemple de la figure 2 s'écoulent ou sont drainées sur le versant de la tourbière.

En cet endroit, la première colonisation est réalisée par *Eriophorum angustifolium* et *E. vaginatum*, mais ce cas rentre mieux dans le cadre des exemples repris au paragraphe suivant.

2. EXPLOITATIONS ANCIENNES

Au lieu de poursuivre systématiquement chaque année les mêmes centres de récolte ,les tourbeux se contentaient, autrefois, de creuser de-ci de-là, des trous de peu d'étendue d'où ils extrayaient la tourbe; puis ils les abandonnaient. L'eau s'accumulait dans ces trous. Aussi rencontre-t-on fréquemment dans les tourbières des creux de ce genre que la végétation a comblés en partie. Colonisation naturelle évidente puisque toute intervention étrangère a disparu.

Bien qu'il ne s'agisse que d'espaces restreints, nous nous rapprochons ici de la disposition qui existait à l'origine des tourbières : cuvettes à eau plus ou moins constante. Une différence persiste cependant. Partout, les tourbières du plateau de la Baraque Michel ont pour assise un sous-sol d'argile compacte imperméable [1]. Or, dans bon nombre de trous étudiés, le sous-sol argileux n'a pas été atteint; la recolonisation a débuté sur fond de tourbe.

Les types de première colonisation se ramènent aux suivants :

A. — Mousses et *Sphagnum cuspidatum.*

Trou de 1 m. 25 à 1 m. 50 de profondeur, aux trois quarts rempli d'eau, à quelques centaines de mètres au Sud de la tour de Botrange.

Une mousse [2] vert foncé, à tiges longues et grêles, entièrement submergée, occupe la majeure partie de l'excavation. Les sporanges encore verts, fin août, affleurent à la surface. Les rejets étroitement serrés sur l'un des bords vont s'espaçant pour devenir clairsemés vers le centre. *Sphagnum cuspidatum* accompagne, également submergé. Dense sur les bords du trou, il est peu abondant parmi la mousse. La progression des deux envahisseurs paraît se faire en direction centripète.

---

(1) M. Bouillenne, Les eaux des tourbières de la Baraque Michel. (*An. de la Soc. géol. de Belgique*, 57, n° 5, 1934.)

(2) Cette mousse n'a pu être déterminée. L'échantillon recueilli s'est perdu. A la suite de l'été très sec de 1934, cette excavation s'est asséchée et est actuellement envahie entièrement par les sphaignes, la mousse ayant disparu.

La fagne limitrophe, très humide est un *Molinietum* à plaques de *Sphagnum* fréquentes, mais je n'ai pas trouvé de mousse dans le voisinage.

Un cas analogue dans la fagne des Wez. Les tiges de *Sphagnum (S. cuspidatum)* atteignant jusqu'à 75 cm. de hauteur sont peu espacées. La nappe liquide était presque totalement envahie. La mousse n'existe qu'en très faible quantité.

Au centre du trou, les tiges de *Sphagnum* qui là, sont clairsemées, ont pris naissance sous l'eau, sur le fond tourbeux. Ces tiges, dont beaucoup n'atteignent pas la surface de l'eau, ne montrent nulle liaison entre elles. Elles résultent, sans doute, du développement de spores. D'autre part, étant donné la sécheresse prolongée de l'été et surtout la hauteur considérable d'une bonne partie des jets, on ne peut admettre que ces plantes aient été submergées après coup.

Partout où l'humidité est suffisante ce même *Sphagnum* monte à l'assaut des bords du trou, notamment au débouché d'un fossé en surplomb. A coup sûr on ne peut plus parler ici d'un envahissement centripète, mais plutôt d'une poussée générale avec progression centrifuge vers les endroits fréquemment mouillés.

Une confirmation de cette manière de voir peut s'observer dans une dépression voisine de la précédente : *Sphagnum* (d. sp.) dense, très humide (l'eau libre a disparu) a fait l'ascension des bords au point de recouvrir des touffes de bruyères dont les souches profondément enracinées attestent la vieillesse.

Je dois ajouter cependant, que j'ai découvert à l'Est du bois de Drello un trou très profond dont les parois coupées à pic sont entièrement tapissées de *Sphagnum* jusqu'au niveau de la surface aquatique. Les parois et le fond sous eau sont dépourvus de toute végétation. Si l'envahissement se produit plus avant, il ne sera possible que par développement de spores, sauf le cas où le trou s'assécherait, permettant la progression centripète.

En résumé, j'incline à croire que dans les cas que nous venons d'examiner, les premiers jets de *Sphagnum* dans la nappe liquide sont des produits de la germination des spores au fond de l'eau. Je n'ai pu, cependant, vérifier de visu, cette hypothèse.

L'origine de la mousse aquatique est à coup sûr analogue et cette mousse précéderait le *Sphagnetum* qui la remplacera progressivement.

Cependant l'association *Mousse-Sphagnum* est loin d'être généralisée, ainsi que nous allons le voir.

B. — *Sphagnum* (D. SP.) ET *Eriophorum* (D. SP.).

Du *Sphagnetum* submergé dont j'ai parlé page 58 (fagne des Wez) surgissent ça et là quelques touffes d'*Eriophorum angustifolium*. Les souches qui atteignent de 30 à 40 cm. dans l'eau sont formées par la superposition de rejets verticaux (fig. 4). Les points d'origine de ces souches adventives sont bien marqués par la présence d'un bouquet de racines et de drageons

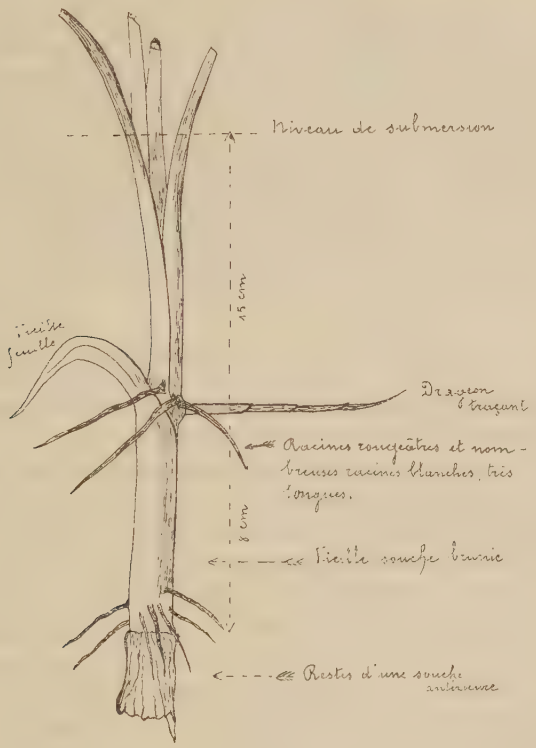


FIG. 4. — *Eriphorum angustifolium*, submergé parmi les sphaignes, Fagne des Wez, 1933.

traçants, réaction évidente contre la submersion progressive. Ces relais sont espacés de 10 en 10 cm. environ, les intervalles demeurant enveloppés dans les gaines à demi-décomposées des années antérieures. J'ai pu observer jusqu'à trois étages de rejets successifs, ce qui implique évidemment plus de trois années de végétation.

Des souches identiques à rejets et drageons traçants ont été

situées d'une autre excavation comblée par du *Sphagnum* très humide. Les pertuis aériennes des feuilles sont devenues très rares, alors que la quantité des sporules enfouies prouve que *Eriophorum* fut abondant et antérieur aux Sphaignes qui l'ont submergé.

Ce type de première colonisation a été rencontré sur fond argileux dans la fagne des « Trous Brouly ».

C. — *Eriophorum* (D. SP.) SEUL.

Le cas est fréquent dans les fosses de voiture des tourbières et dans les creux relativement récents, notamment dans la fagne du Mont-Rigi (fig. 3). Il n'est pas rare non plus en maints autres endroits.

En rapprochant ce cas du précédent, on voit qu'*Eriophorum* joue fréquemment le rôle de premier occupant qui disparaîtra lentement, dans la suite étouffé par les Sphaignes.

Remarquons qu'*Eriophorum* s'implante souvent sur la tourbe à peu près sèche.

D. — *Sphagnum* (D. SP.) ET *Narthecium ossifragum*.

Un cas typique a été observé à droite du chemin de Derfle à peu de distance du bois qui borde la fagne.

En cet endroit, la fagne, dont la pente est assez prononcée, est drainée par un fossé qui détourne dans un creux en voie de recolonisation. Sur le bord supérieur, coupé par le drain, on trouve : *Calluna*, *Agrostis*, quelques touffes de *Vaccinium Vitis Idaea*. En aval, la berge est un *Molinietum*. La fosse elle-même, à fond humeux mais non submergé, est partiellement couverte par *Narthecium* en plants serrés. *Sphagnum* (1 sp.) enclobant quelques *Eriophorum angustifolium*, forme une plaque très dense, dans la partie la plus profonde. D'un côté, le *Sphagnetum* progresse visiblement parmi les *Molinia* de lisière. A l'opposé, il est nettement coupé contre le champ de *Narthecium* qu'il contourne sans le pénétrer en aucun point.

Dans ce dernier exemple nous ne pouvons parler de recolonisation que pour la portion la plus basse du trou (*Sphagnum-Eriophorum*) où l'eau peut stagner.

M. Bouillenne (1) a, en effet, démontré récemment que l'exis-

(1) R. BOUILLENNE, *Annales de la Société géologique de Belgique*, t. LVII, fasc. 5, février 1934, et *Bulletin de la Société royale de Botanique de Belgique*, t. LXVIII, 1, 1935, p. 41.

tence, si fréquente d'ailleurs de *Narthecium ossifragum*, était en relation avec la présence d'eau de source moins acide que l'eau de tourbe et en fait, la plage de *Narthecium*, dont il est question ci-dessus, est irriguée par une eau de cette nature.

Une partie de cette eau vient imbiber le fond de tourbe et s'acidifie au contact prolongé de celle-ci, ce qui a permis l'installation d'*Eriophorum* et de *Sphagnum*.

CONCLUSIONS

De la majorité des cas observés et dont je viens de décrire les plus caractéristiques, les conclusions suivantes s'imposent :

1. Le plus souvent, les fosses d'exploitation dont le fond est sous eau ou simplement mouillé seront colonisées en premier lieu par *Eriophorum angustifolium* et *E. vaginatum*. Peu à peu ceux-ci disparaîtront noyés dans le *Sphagnetum* subséquent.

Toutefois, quelques *Eriophorum* réussiront à subsister par la production de souches adventives et de drageons.

Ce processus se déroule aussi bien sur fond argileux que sur fond tourbeux.

2. Dans quelques cas, très rares, c'est une mousse aquatique qui précède *Sphagnum*, mais toujours ce dernier remplace son prédécesseur. Il y a lieu de faire remarquer que dans l'un des deux cas que j'ai observés, les tiges de mousse étaient peu nombreuses et *Eriophorum* coëxistait avec *Sphagnum*.

Université de Liége.
Station scientifique du Mont Rigi.

M. HAYEZ, Imprimeur de l'Académie royale de Belgique, rue de Louvain, 112, Bruxelles.

Extrait du *Bulletin de la Société royale des Sciences de Liége*
N^os^ 3-4, 1936.

La recolonisation des tourbières exploitées de la Baraque Michel

par M. FOUARGE, Professeur à l'Athénée royal de Liége.

(*Deuxième note.*)

Dans une première note (1), il a été montré que *Sphagnum* d. sp. était le colonisateur le plus abondant des tourbières exploitées dont le fond est sous eau.

Il m'a paru intéressant d'étendre cette conclusion en recherchant de quelle manière évolue la végétation dans les trous que *Sphagnum* a envahis.

On sait déjà que *Sphagnum* s'élève de plus en plus, par la croissance des tiges, tant que l'humidité ne lui fait pas défaut. Plus l'eau de tourbière sera abondante, plus la poussée sera considérable. En finale, *Sphagnum* aura à lui seul comblé le trou. Il dépassera légèrement le niveau environnant, réalisant une sorte de calotte dont le point culminant correspond à la partie la plus profonde du trou, c'est-à-dire, au maximum d'eau.

Sphagnum cuspidatum que j'ai trouvé croissant sous eau, n'intervient que pour une faible part dans la recolonisation. J'ai relevé, jusqu'à présent, la présence sur le Haut Plateau de dix-sept espèces du genre *Sphagnum*, dont j'ai déterminé les noms d'après Warnstoff (2) : *Sphagnum fimbriatum*, *Sph.*

(1) M. Fouarge, *Bull. de la Soc. roy. des Sc. de Liége*, n° 2, 1936.
(2) A. Pascher, *Die Süsswasserflora*, H. 14. *Bryophyta.*

molle, *Sph. compactum*, *Sph. squarrosum*, *Sph. amblyphyllum*, *Sph. recurvum*, *Sph. pulchrum*, *Sph. fallax*, *Sph. cuspidatum*, *Sph. rufescens*, *Sph. crassicladum*, *Sph. aquatile*, *Sph. cymbifolium*, *Sph. imbricatum*, *Sph. papillosum*, *Sph. medium*, *Sph. subbicolor*.

Je fournirai prochainement des indications assez précises, quant à la fréquence et les conditions particulières de prépondérance de chacun d'eux.

La disposition en calotte, qui me fut signalée par M. Bouillenne (1) à propos de la formation des tourbières en mamelon (Hoch Mohr) est manifeste, pour les creux que *Sphagnum* a comblés.

Voici un exemple observé à droite du chemin de Drello. Le trou, dont le diamètre ne dépasse pas 1m50, est à peu près entièrement fermé. Le sommet de la calotte atteint approximativement le niveau de la fagne environnante. Une légère dénivellation en délimite le pourtour (fig. 1). Parmi la masse on trouve :

Narthecium ossifragum, très abondant;
Erica Tetralix, très abondant;
Molinia coerulea, abondant;
Oxycoccus quadripetalus, quelques exemplaires;
Calluna vulgaris, quelques touffes;
Andromeda poliifolia, rare;
Viola palustris, rare.

Ces divers végétaux cachent le *Sphagnum* sous-jacent et paraissent devoir le faire disparaître progressivement, c'est du moins ce que semble prouver l'abondance d'*Erica Tétralix* très vigoureux et en pleine floraison.

Erica et *Calluna* sont enracinés à une grande profondeur. Ils ont dû être contemporains de l'envahissement de la fosse par *Sphagnum* et ils se sont élevés en même temps que lui. La longueur des tiges dénote un certain étiolement. Ces plantes ont été menacées de submersion par la croissance rapide de la masse de *Sphagnum*. Elles ne portent pas de drageons comme j'en ai signalé dans une première note, à propos d'*Eriophorum* et comme nous en avons trouvé chez *Agrostis alba*, dans un cas analogue d'envahissement par *Sphagnum*. Cependant, elles ont réussi à se maintenir de niveau et aujourd'hui, elles dominent le *Sphagnum*, à la suite du ralentissement de la poussée du

(1) R. Bouillenne, *Cours de Géographie botanique* et *Bull. de la Soc. de Bot. de Belgique*, t. XVIII, 1, 1935, p. 23.

Sphagnetum, concommitant de l'éloignement du niveau de la nappe aquifère.

A mon avis, *Erica* (et peut-être *Calluna*) trouve son origine dans la germination de graines enfouies à même la tourbe. Il aura prospéré à partir du moment où le développement des sphaignes avait acquis assez d'ampleur pour pomper la majeure partie de l'eau qui se rassemblait dans le trou, aux dépens de la fagne limitrophe, très humide en cet endroit.

Deux exemples encore feront apparaître la lutte permanente qui se déroule entre *Sphagnum* et *Calluna*, et dont les étapes sont conditionnées par la plus ou moins grande richesse des fosses en eau.

Exemple 1. — Au voisinage de la ligne d'*Epicea* qui se profile à l'Est du bois de Drello, on peut voir un trou comblé par *Sphagnum* et bordé par *Calluna*. Les extrémités des tiges de *Sphagnum* sont blanches, sèches, manquant manifestement d'eau. *Calluna* très vigoureux envahit progressivement le *Sphagnetum*.

Exemple 2. — A droite du chemin de Drello. (Voir fig. 2.)

A partir du trait interrompu, en allant vers la gauche (N.-E.), *Sphagnum* a envahi un trou et s'est élevé en dôme englobant *Calluna* et *Erica*, ainsi que quelques *Narthecium* dans la partie la plus basse. La masse spongieuse reste imbibée par l'apport d'eau souterraine venant du Sud-Ouest, ce qui a permis l'ascension de *Sphagnum* jusqu'à atteindre le niveau environnant vers le Sud-Ouest et à le dépasser fortement vers le Nord-Est. Etant donné la disposition du terrain, il n'est pas douteux que le *Sphagnetum* progressera encore de ce côté.

La plus ou moins grande abondance d'eau est donc le facteur primordial qui, dans les exemples que nous venons de citer, détermine la prépondérance, soit de Sphagnum, *soit de* Calluna.

Par suite, ainsi qu'il ressort de l'exemple 2, la configuration du sol jouera un rôle de premier plan dans l'évolution future de la fagne.

Exemple 3. — Observé dans la fagne des Wez. Il me permettra de confirmer cette conclusion (fig. 3).

Un petit mamelon, de toutes parts plus élevé que la fagne environnante, offre un versant colonisé par des touffes de *Scirpus caespitosus* avec *Eriophorum* et quelques *Calluna*. Au pied de ce versant, un léger creux où *Sphagnum* et *Oxycoccus* (avec *Erionhorum*) ont submergé une touffe de bruyère qui n'a pas fleuri. L'eau nécessaire à la végétation de *Scirpus*, d'*Eriopho-*

rum, de *Sphagnum* ne peut provenir de la fagne environnante partout en contre-bas du mamelon.

A première vue, le sommet du mamelon paraît entièrement occupé par un *Callunetum* avec *Erica* et quelques coussinets de mousse (*Cetraria* sp.). Il fallut y regarder d'assez près pour découvrir au sommet du mamelon un enfoncement, tout petit

FIG. 1. — Trou comblé par *Sphagnum* (coupe).

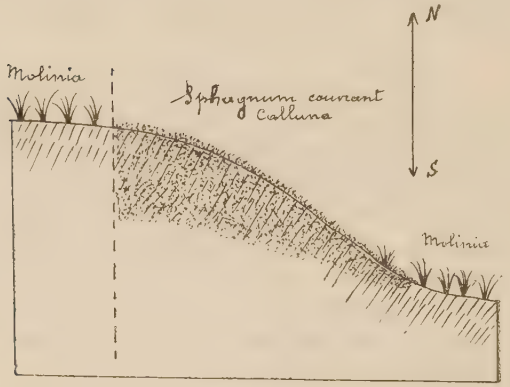


FIG. 2.

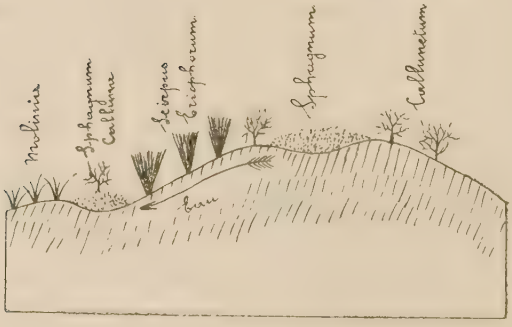


FIG. 3.

et très peu prononcé, élastique, avec *Sphagnum* et *Narthecium*, entremêlés de quelques plants de *Calluna*, *Erica* et *Andromeda*. Ce *Sphagnetum*, bien que de dimensions réduites, est l'éponge qui collecte l'eau de pluie, suffisante pour alimenter souterrainement le versant à *Scirpus* et *Eriophorum*, ainsi que le *Sphagnetum* minuscule qui se développe au pied du mamelon.

On voit donc que tout creux susceptible de retenir l'eau sera tôt ou tard comblé par *Sphagnum*. Au fur et à mesure du développement de ce dernier, la quantité d'eau retenue par imbibition dans la masse spongieuse augmentera considérablement, permettant l'extension centrifuge du *Sphagnetum* au-dessus du niveau de la nappe aquifère générale.

Il existe en réalité de nombreux trous dans les fagnes. Beaucoup d'entre eux sont produits par une graminée *Molinia coerulea* qui couvre de larges espaces sur le Plateau de la Baraque Michel.

Les touffes de *Molinia*, en effet, croissent continuellement en hauteur, laissant entre elles des creux à fond de tourbe, où nulle autre plante ne peut s'installer. Cependant, là où une humidité suffisante est retenue (absence de drainage, par exemple), *Sphagnum* s'implante et s'étend.

L'exemple décrit ci-dessus (fig. 3) autorise cette manière de voir. Dans la partie Sud de la fagne des Wez, ainsi que je viens de le dire, là où il y a beaucoup d'eau, par suite de l'écoulement d'une source abondante, *Sphagnum* a partiellement comblé les inégalités de terrain et envahit un *Molinietum* rétrogradant. Il en est de même en divers points de la fagne du Mont Rigi.

Toutefois, la succession d'étés très secs, contrecarrant le développement de *Sphagnum*, a eu pour résultat de prolonger temporairement la durée du *Molinietum*, en voie de disparition en ces endroits.

Il y a lieu de faire remarquer que ce *Sphagnetum* de nivellement est entremêlé de *Erica Tetralix*, *Andromeda poliifolia*, *Oxycoccus quadripetalus*. *Narthecium ossifragum* par places, ce qui nous ramène à l'exemple de recolonisation en calotte décrit au début de la présente note.

Cependant, dans la plupart des endroits où *Molinia coerulea* s'est implanté, on constate une déficience d'eau et il en résulte que *Sphagnum* est étouffé.

L'apparition de cette graminée coïncide généralement avec la dessication du sol. Son installation est surtout la conséquence

des drainages, préalables aux plantations (1). L'envahissement par *Molinia* correspond d'ordinaire à la disparition de la flore locale.

Il est navrant, en effet, de considérer que, dans les fagnes drainées, cette flore si intéressante est remplacée par une prairie à *Molinia* inutilisable.

Les causes de cette évolution peuvent être nombreuses. On pourrait invoquer la vigueur de *Molinia* étouffant le reste de la végétation. Cet aspect s'aperçoit communément. Les mamelons des tourbières à *Calluna* sont devenus peu nombreux sur le Haut Plateau, dans les endroits exploités ou drainés. En 1933, un seul *Callunetum* bien caractérisé persistait sur l'extrême sommet de la fagne du Mont Rigi; il n'occupait que quelques mètres carrés, tout le reste étant envahi par *Molinia*. De même, les tourbières des Wez et de la partie Est de la fagne wallonne sont couvertes en majeure partie par un *Molinietum* vigoureux, croissant au-dessus d'un substratum extrêmement serré, de 50 à 60 cm. d'épaisseur, formé par les restes des tiges et des feuilles des années antérieures. En ces endroits, on ne trouve que rarement une touffe de *Calluna*. Pourtant, celui-ci y a existé autrefois et l'on serait tenté de croire que sa disparition est le fait de la puissance de développement irrésistible du *Molinietum*.

Nous allons voir que cette explication ne peut suffire.

Au cours de l'été 1933, le *Callunetum* en mamelon d'une tourbière exploitée à proximité du bois de Drello, fut détruit par un incendie superficiel. Quelques semaines plus tard, ce sommet était entièrement recouvert par un *Molinietum* épais, constitué de germinations nouvelles qui avaient pris pied parmi les restes calcinés de *Calluna*.

L'année suivante, guidés par M. Bouillenne, nous avons relevé la présence de germinations de *Calluna* entre les touffes de *Molinia*. Il faudrait plusieurs années pour pouvoir établir avec certitude, lequel des deux l'emportera, mais il est fort à craindre que les tourbeux n'aient supprimé ce petit champ d'expérience d'ici peu de temps.

Lors de l'excursion de la Société Royale de Botanique de Belgique (1er et 2 juillet 1934), M. Bouillenne faisait constater que *Calluna* meurt, partout, dans les tourbières de la Baraque Michel, même dans des endroits où *Molinia* n'existe pas.

---

(1) R. Bouillenne, *Bull. de la Soc. roy. de Bot. de Belgique*, XVIII, 1, 1935, p. 24.

Il semble résulter de ces deux dernières observations que, d'une manière générale sur le Haut Plateau, le *Molinietum*, association accidentelle, n'a pas fait nécessairement disparaître *Calluna*, mais l'a remplacé, après son extinction. Il est possible que les causes de ces deux phénomènes concommitants soient les mêmes. Des recherches plus poussées pourront seules déterminer les origines profondes de cette substitution qui a sur la végétation des Hautes Fagnes une importance capitale.

Une étude minutieuse des conditions physico-chimiques des sols tourbeux paraît seule de nature à fournir une interprétation satisfaisante. En effet, il est d'observation courante que, à l'inverse des autres sols, la tourbe desséchée est incapable de s'imbiber à nouveau. La tourbe humide apparaît comme un complexe colloïdal que nous ne parvenons pas à reproduire artificiellement.

Ce fait, d'importance capitale, nous permet dès à présent, d'entrevoir l'influence profonde qu'exercent sur la végétation des fagnes les drainages et les exploitations.

Conclusions. — Des observations rapportées dans cette note et dans la précédente nous conclurons que :

1° La recolonisation végétale du fond des tourbières exploitées de la Baraque Michel débute par une prépondérance de *Sphagnum* d. sp. et s'accomplit suivant un processus de succession végétale analogue à celui auquel les auteurs ont attribué la formation originelle des fagnes, à savoir : montée progressive de *Sphagnum* se terminant par l'installation définitive d'une association de plantes xérophytes;

2° La progression de *Sphagnum* dépend étroitement de la disponibilité et de l'abondance de l'eau. Elle est par suite intimement liée à la configuration du sol;

3° L'envahissement des tourbières du Haut Plateau, par une association à base de *Molinia coerulea* est accidentelle dans l'évolution naturelle des associations. L'extension du *Molinietum* coïncide nettement avec l'organisation du drainage, de l'assainissement de la région, de l'exploitation de la tourbe, des incendies. Cette association remplace de toutes parts la végétation typique. Les causes de la disparition de la flore autochtone ne doivent pas être exclusivement recherchées dans la vigueur plus grande de *Molinia coerulea*, mais bien dans la transformation physico-chimique irréversible des constituants de la tourbe par suite de la dessication.

Université de Liége,
Station scientifique du Mont Rigi.

M. HAYEZ, Impr. de l'Académie royale, 112, rue de Louvain, Bruxelles.

L'ACTION DU CAROTÈNE

COMME

ACTIVATEUR DE LA NÉOFORMATION DES RACINES

CHEZ

Impatiens Balsamina L.

PAR

Dr O. LAZAR

(*Institut de Botanique de l'Université de Liége*,
Dirr Profr R. Bouillenne.)

Extrait des Mémoires de la Société royale des Sciences de Liége,
4e série, tome I, fascicules 2-3.

L'ACTION DU CAROTÈNE

COMME

ACTIVATEUR DE LA NÉOFORMATION DES RACINES

CHEZ

IMPATIENS BALSAMINA L.

(*Institut de Botanique de l'Université de Liége*,
Dir[r] Prof[r] R. BOUILLENNE.)

INTRODUCTION

Les caroténoïdes (11, 18) sont des pigments jaunes, oranges ou rouges qui prennent naissance chez toutes les plantes supérieures et chez certaines espèces inférieures.

Ce sont les caroténoïdes qui donnent notamment, lorsqu'ils sont abondants, la coloration jaune ou rouge que l'on observe dans les fleurs, les fruits et les racines de nombre de plantes: collerette rouge de la fleur du *Narcissus poeticus*, les fruits du sorbier (*Sorbus aucuparia*), la tomate (*Lycopersicum esculentum*), les fruits du piment (*Capsicum annuum*), la carotte (*Daucus Carota*), etc.

On rencontre aussi des caroténoïdes chez les animaux, soit qu'ils les aient empruntés au monde végétal (mammifères, oiseaux), soit qu'ils puissent en faire eux-mêmes la synthèse au moins partielle, ce

qui n'est pas démontré (Crustacés). Signalons simplement l'astacine qui est très répandue chez les Crustacés supérieurs.

Les caroténoïdes représentent des pigments liposolubles. Ils sont dépourvus d'azote. Ce sont des hydrocarbures, des alcools, des cétones ou des acides. La plupart contiennent 40 atomes de carbone. Ils possèdent toujours un grand nombre de doubles liaisons conjugées —C=C—C= (au moins 6) auxquelles ils doivent leur coloration. Ils paraissent bien résulter de la condensation de plusieurs molécules d'isoprène:

$$CH_2 = C - CH = CH_2$$
$$\quad\quad\quad\quad |$$
$$\quad\quad\quad\quad CH_3$$

Par oxydation, les hydrocarbures donnent des alcools, des cétones, des acides libres ou combinés sous forme d'éthers également colorés.

Il est intéressant de noter que les caroténoïdes, insolubles dans l'eau, donnent, avec les matières protéïques, des produits de coloration vert-brun ou bleue, hydrosolubles. Ce sont les carotalbumines de Verne (13) appelées aujourd'hui chromoprotéïdes.

Le plus répandu des caroténoïdes est le carotène, anciennement appelé carotine, que l'on rencontre en abondance dans la carotte (10 kg en renferment plusieurs décigrammes).

La formule est: $C_{40}H_{56}$. Il se présente sous trois formes isomères (α, β, γ).

Dans les cellules, le carotène se trouve généralement à l'état dissous grâce aux lipoïdes des chromatophores, mais il peut se rencontrer à l'état de cristaux (collerette du *Narcissus poeticus*).

En raison même du grand nombre de leurs doubles liaisons, les molécules des caroténoïdes sont peu

stables. Elles se détruisent facilement sous l'action de températures élevées, de la lumière, de l'oxygène et des acides.

L'autoxydation facile, surtout à la lumière, constitue un obstacle sérieux à l'étude de ces pigments. Même à l'état très pur, le carotène cristallisé ne peut se conserver intact que dans une atmosphère d'azote.

*
* *

Les caroténoïdes sont extrêmement répandus dans le monde végétal: on les trouve dans tous les organes des plantes supérieures, en quantité d'ailleurs très variable.

Une généralisation aussi remarquable semble bien impliquer, comme le faisaient remarquer Willstätter et Mieg (16), en 1907, que les caroténoïdes jouent un rôle biologique important dans le monde végétal. Si tous les chercheurs semblent bien d'accord à ce sujet, il n'en est plus de même lorsqu'il s'agit de préciser quel est ce rôle.

De nombreuses hypothèses ont été émises à ce sujet, comme nous le verrons tout à l'heure, mais aucune d'entre elles n'est établie sur une base expérimentale suffisamment démonstrative pour emporter la conviction.

Par contre, nos connaissances sur le rôle biologique des caroténoïdes chez les animaux sont notablement plus avancées. Ceux-ci les empruntent, pour leur plus grande part, au monde végétal. Cependant, il semble assez probable que certains Crustacés sont capables de synthétiser eux-mêmes, tout au moins en partie, leur pigment caroténoïdique (voir travaux de Verne, *l. c.*).

Nous savons aujourd'hui qu'il existe un rapport intime entre les caroténoïdes et les vitamines. C'est ainsi que le carotène est transformé sans conteste en vitamine A dans le foie des mammifères:

$$\underset{\text{Carotène.}}{C_{40}H_{56}} + 2\,H_2O = 2\,\underset{\text{Vitamine A.}}{C_{20}H_{30}O}$$

Une quinzaine d'années ont suffi pour apporter, dans ce domaine, un bilan de connaissances précises tout à fait remarquables (11, 18). Si l'on n'a pu jusqu'ici, obtenir des précisions analogues en ce qui concerne le rôle des caroténoïdes dans le monde végétal, c'est en raison des difficultés matérielles d'expérimentation qui viennent compromettre ou même empêcher une recherche exigeant une extrême précision; on peut priver un animal du carotène qu'il emprunte au monde végétal et étudier ainsi les résultats de sa carence expérimentale. On peut facilement introduire, au sein de l'économie animale des quantités appréciables de carotène.

Mais il est impossible de priver un végétal de son carotène, puisqu'il en fait régulièrement et continuellement la synthèse. Il est même très difficile de faire pénétrer expérimentalement une substance telle que le carotène dans l'intimité de ses tissus.

Cette difficulté de faire varier, dans un végétal, les quantités de carotène afin d'étudier le retentissement physiologique de ces variations, est, sans aucun doute, une des principales raisons de l'état tout à fait hypothétique de nos connaissances au sujet du rôle biologique de ce corps.

Cependant, le problème était trop d'actualité scientifique pour ne pas nous tenter malgré les difficultés de réalisation et nous avons cherché, sinon à donner

une réalité à quelqu'une des hypothèses émises, du moins à lui apporter un peu plus qu'une apparence de réalité.

Examinons tout d'abord, dans une revue rapide, les différentes hypothèses qui ont été suggérées sur le rôle des caroténoïdes dans le monde végétal.

La plupart attribuent à ces pigments un rôle essentiel dans le processus de la respiration. C'est Arnaud (1) qui le premier, en 1889, attribua au carotène une importance physiologique. Ayant constaté que le carotène pouvait fixer à peu près le tiers de son poids d'oxygène, il pensa que le carotène jouait dans la plante, le même rôle que l'hémoglobine chez les animaux. Il avait d'ailleurs observé que le carotène s'oxydait pour donner la xanthophylle.

Cette conception d'Arnaud tomba dans l'oubli. Mais, en 1902, Kohl (9), frappé de la forte puissance d'absorption des rayons bleu-violets du spectre par le carotène, attribua à ce dernier la faculté d'intervenir dans la fixation du CO_2.

Il en faisait, en outre, une substance de réserve, au moins en ce qui concerne le carotène de la carotte.

Ensuite, Willstätter et Mieg (*l. c.*), en 1907, reprenant l'hypothèse d'Arnaud, supposaient que la régulation de la pression d'oxygène dans les tissus végétaux, s'effectuait par l'intermédiaire des caroténoïdes.

Willstätter et Stoll (17), en 1918, proposèrent une autre hypothèse: le CO_2 de l'air serait réduit par la chlorophylle *a*, celle-ci s'oxydant en même temps pour former la chlorophylle *b*. Ensuite le carotène réduirait la chlorophylle *b* et reformerait de nouveau la chlorophylle *a*. Le carotène lui-même en s'oxydant donnerait la xanthophylle, etc.

Le carotène aurait donc, dans ce cas, un rôle très important dans la photosynthèse.

Cette hypothèse n'ayant pas pu être prouvée, les auteurs l'ont abandonnée dans la suite.

Noack (12), par ailleurs, démontra que les caroténoïdes exercent une action protectrice sur la chlorophylle.

Euler (B. v.), Euler (H. v.) et Karrer (7) veulent expliquer l'action biochimique des caroténoïdes par leur capacité d'influencer le potentiel d'oxydo-réduction de la cellule.

Fodor et Schoenfeld (8) ont trouvé que le carotène et ses produits d'oxydation en dispersion colloïdale peuvent agir comme accepteurs d'hydrogène et ils en tirent des conclusions sur une fonction analogue du carotène dans la cellule végétale.

D'autre part, Kohl déjà cité, montra que les solutions de carotène pouvaient protéger l'amylase contre une destruction par la lumière violette et ultraviolette.

Went (14), généralisant cette conception, prétendit que les caroténoïdes protégeaient les enzymes cellulaires contre certaines radiations, par suite de leur pouvoir absorbant des rayons d'une partie du spectre (bleu-violet).

Enfin, Chodat et Schopfer (4) amorcèrent l'étude du problème au point de vue de la sexualité. Ils montrèrent l'existence chez *Mucor hiemalis*, d'une différence dans la teneur en carotène et en graisse que l'on trouve dans les mycelium et aussi dans les progamètes plus ou moins.

Kohler (10), dans son récent travail sur les réactions sexuelles chez *Mucor mucedo*, montre que la maturité sexuelle chez ce Mucor est reconnaissable

par une formation diffusée très considérable de carotène.

Il est bon de noter que ces différentes hypothèses ne s'excluent pas nécessairement: la fonction respiratoire du carotène peut être liée à sa sensibilité aux rayons lumineux et d'autre part, nous savons, de source certaine, qu'il existe un rapport étroit entre l'intensité de la respiration et l'état sexuel (R. Bouillenne et Demaret) (5), (M. Bouillenne et R. Bouillenne) (6).

En se plaçant donc à un point de vue très général, c'est peut-être par la voie de la régulation respiratoire que le carotène intervient dans diverses manifestations de la physiologie de l'individu végétal. Mais, comme nous l'avons signalé plus haut, cette hypothèse, très générale, n'a été envisagée qu'en raison des propriétés physiques et chimiques du carotène, elle ne s'appuie, encore aujourd'hui, sur aucune recherche physiologique.

Dans le travail que nous avons entrepris, à savoir l'influence des variations de richesse en carotène d'un milieu sur certains phénomènes physiologiques, nous avons utilisé des cristaux de carotène extraits de *Daucus carota* L., et purifiés par trois cristallisations successives, d'après la technique décrite par M^me^ M. Bouillenne et O. Lazar (6*).

Le problème des conditions expérimentales était double:

1° Les sujets doivent être placés dans l'obligation d'utiliser un supplément d'énergie;

2° Ils doivent permettre d'observer avec rigueur l'influence de doses diverses de carotène.

Dans ces conditions seulement, un apport de carotène pourra révéler la réalité de son intervention.

En effet, il se peut qu'une plante soumise aux conditions normales de l'existence possède précisément la quantité optimum de carotène relativement à ses potentialités de développement, un supplément serait alors sans effet ou même désavantageux.

Ensuite, il importe que les variations expérimentales du phénomène étudié dépassent, sans doute possible, les variations individuelles au cours du développement de sujets choisis aussi semblables que possible au moment du départ.

Un matériel parfaitement adapté aux conditions expérimentales que nous venons de signaler, nous était offert, grâce aux travaux de R. Bouillenne sur la néoformation des racines chez *Impatiens Balsamina* L. (3).

Bouillenne a montré que le nombre des formations radiculaires sur des hypocotyles jeunes peut mettre en évidence des quantités de substances formatrices de racines, substances pour lesquelles il propose, d'accord avec Went, le nom collectif de rhizocaline (p. 82). Si, chez une plantule, il ampute la base de l'hypocotyle avec les racines préformées, il observe qu'au bout d'une quinzaine de jours le nombre des racines néoformées n'augmente plus, mais atteint un palier, dont la hauteur dépend de la grosseur et de l'état de santé des cotylédons.

Par exemple, dans une culture de plantules, on peut prélever un type II qui donnera régulièrement 14 ou 15 racines de néoformation. Nous nous trouvons donc en présence d'un matériel d'observation remarquablement stable. D'autre part, l'amputation des racines imposant à la plantule un supplément d'activité pour la néoformation de racines, nous trouvons réalisée la deuxième condition de l'expérimen-

tation: donner à la plantule l'occasion d'utiliser un apport de carotène venant de l'extérieur.

Donc, nous ferons l'étude de l'action du carotène sur la vitesse de la croissance de plantules et sur la néoformation de racines le long de l'hypocotyle de celles-ci.

Telle est la voie dans laquelle nous avons entrepris nos recherches.

CHOIX DU MATERIEL

Recherches préliminaires en vue de la stabilisation du matériel.

Nous avons montré plus haut que le choix d'un matériel d'expérience, dans la recherche qui nous occupe, constitue un problème difficile:

Tout d'abord, il nous fallait disposer d'un matériel permettant de comparer des résultats assez fugaces et ayant d'ordinaire une amplitude minimum.

Or, on sait très bien, notamment par l'étude de l'amélioration des plantes agricoles, que les graines provenant d'une même plante et ayant les mêmes caractères morphologiques peuvent cependant présenter des différences notables au cours de leur développement, quoiqu'elles soient placées dans les mêmes conditions de végétation.

Ensuite, les conditions de culture qui s'imposaient pour mener à bien nos recherches favorisaient singulièrement l'attaque par les bactéries et les moisissures: nos expériences durant longtemps et les plantules se trouvant dans des conditions d'existence souvent précaires, les résultats risquaient d'être faussés par l'intervention de facteurs extérieurs.

Il s'agissait donc de trouver un matériel à la fois

très stable et très résistant à l'action des agents de contamination.

Nous avons d'abord entrepris des essais avec *Triticum vulgare* Will. (1), et ensuite avec *Impatiens Balsamina* L. (2).

Essais avec **Triticum vulgare.**

Les graines de *Triticum* sont scrupuleusement choisies en vue d'obtenir des lots de graines parfaitement homogènes.

La germination est faite, d'une part, sur papier filtre, d'autre part, sur agar-agar.

a) Germination sur papier filtre humide, à l'obscurité sous une cloche, en milieu saturé d'humidité à 24° C.

Les coléoptiles âgés de trois jours mesurent environ 5 mm. de long. On ampute les sommets et, sur la plaie, on dépose une goutte d'huile d'arachide contenant 0,005 mgr. de carotène.

Un lot de témoins ne reçoit que de l'huile d'arachide. Ces lots sont maintenus à l'obscurité.

Voici les résultats observés dans l'allongement du coléoptile au cours des jours qui suivent l'administration du carotène.

Les valeurs de l'allongement des plantules sont données au tableau I, en mm., sur une moyenne de dix individus.

Ces moyennes se montrent certainement significatives, mais elles ont été obtenues à partir de valeurs parfois très variables.

(1) Les graines provenaient de la Station de Gembloux pour les améliorations des plantes. (*Triticum vulgare* Will., précoce de Gembloux, 134, lignée pure.)

(2) Les graines provenaient de la Maison Vilmorin de Paris.

TABLEAU I

Nature des lots.	L'allongement en mm. après					Mortalité.
	1 jour	2 jours	3 jours	4 jours	5 jours	
1. Témoins M. s. 10 individus.	8	30	52,2	60	92,2	0 %
2. 0,005 mgr. de carotène M. s. 10 individus.	16,2	37,5	60	70	109	0 %

A titre de démonstration, voici les résultats individuels qui nous ont permis d'établir ces moyennes:

Numéros des individus.	1. Témoins					2. 0,005 mgr. de carotène				
	L'allongement en mm. après					L'allongement en mm. après				
	1 jour	2 jours	3 jours	4 jours	5 jours	1 jour	2 jours	3 jours	4 jours	5 jours
1	10	10	30	35	—	20	40	65	70	100
2	8	25	50	60	95	15	38	65	70	120
3	6	35	55	60	90	15	35	50	60	105
4	9	30	55	65	90	16	35	55	75	100
5	7	35	55	65	95	15	34	65	75	120
6	6	35	60	65	95	17	39	70	75	95
7	8	35	50	65	95	18	37	60	70	90
8	9	35	58	65	95	16	38	55	65	115
9	10	30	54	60	90	15	39	60	75	125
10	7	30	55	60	85	15	40	55	65	120
Moyennes	8	30	52,2	60	92,2	16,2	37,5	60	70	109

b) *Germination sur 40 cc. agar-agar à 1 %*, contenant 0,010 % de carotène dissous dans 0,15 % d'huile d'arachide.

Pour les témoins, l'agar contient la même quantité d'huile sans carotène.

Les graines sont mises à germer sur agar-agar à l'obscurité et en atmosphère à 24° C., où on les maintient jusqu'à la fin de l'expérience.

Après 5 jours, les plantules des deux lots ont res-

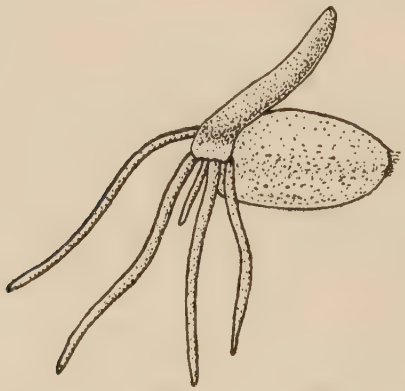


Fig. 1. — Plantules de *Triticum*. G. 3/1.

pectivement 32,3 et 28 mm. de long en moyenne. Celles qui ont germé sur agar-agar contenant du carotène paraissent donc marquer une légère avance qui se poursuit pendant quelques jours. Ensuite cette avance disparaît.

Chaque lot renferme 10 plantules en expérience. Voici les résultats observés au cours d'une expérience de 4 jours, sur des plantules qui n'ont pas subi d'amputation du coléoptile.

Les valeurs du tableau II indiquent les longueurs totales successives des plantules.

TABLEAU II

Nature des lots.	L'allongement après				Mortalité.
	1 jour	2 jours	3 jours	4 jours	
1. Témoins	28,4	56	108	140	0 %
2. 0,010 % de carotène	32,3	82	137	169	0 %

Voici les résultats individuels relevés dans cette expérience:

Numéros des individus.	1. Témoins.				2. 0,010 % de carotène.			
	L'allongem. en mm. après				L'allongem. en mm. après			
	1 jour	2 jours	3 jours	4 jours	1 jour	2 jours	3 jours	4 jours
1	30	60	110	140	33	80	130	165
2	30	60	90	135	30	80	150	170
3	30	55	120	145	30	80	135	170
4	30	50	100	140	30	80	120	160
5	30	60	110	140	30	85	150	170
6	30	55	120	145	40	85	150	175
7	28	50	110	140	35	80	135	170
8	25	50	95	135	35	80	120	165
9	28	60	110	140	30	85	130	170
10	23	60	115	140	30	85	150	175
Moyennes	28,4	56	108	140	32,3	82	137	169

De tels résultats envisagés globalement paraissent bien être significatifs. Mais, si l'on considère les individus en particulier (tant les témoins que les sujets traités au carotène), on trouve des variations individuelles trop accusées pour permettre de distinguer avec certitude, par la mesure de la taille, les témoins des sujets traités par le carotène.

*
* *

Notons en passant que nous n'avons pas observé de modification du développement radiculaire chez *Triticum* en suite de l'administration du carotène.

Nous avons ainsi été amené, pour nos expériences ultérieures, à choisir dans un grand nombre de plantules mises en germination le même jour, celles qui se présentaient en plus grand nombre strictement comparables par leur aspect extérieur.

Cependant, les résultats obtenus et montrant une influence quoique faible du carotène sur la taille des plantules de *Triticum*, nous ont engagé à étudier l'action de ce corps sur l'apparition des racines de néoformation après l'amputation de la touffe des racines principales le long de l'hypocotyle de *Impatiens Balsamina* L.

R. Bouillenne a montré que ce matériel convient particulièrement bien pour l'étude de tels phénomènes (*l. c.*).

Choix des graines et des plantules de Balsamine.

Pour l'obtention des plantules d'expérience, nous avons suivi la technique décrite par R. Bouillenne (*l. c.*).

Les graines proviennent de la maison Vilmorin de Paris. Celles du commerce sont trop souvent d'origine

inconnue et renferment des mélanges de différentes variétés.

Pour obtenir le matériel bien homogène, nous avons commencé par trier les graines en les choisissant une à une.

La germination de ces graines est très régulière et

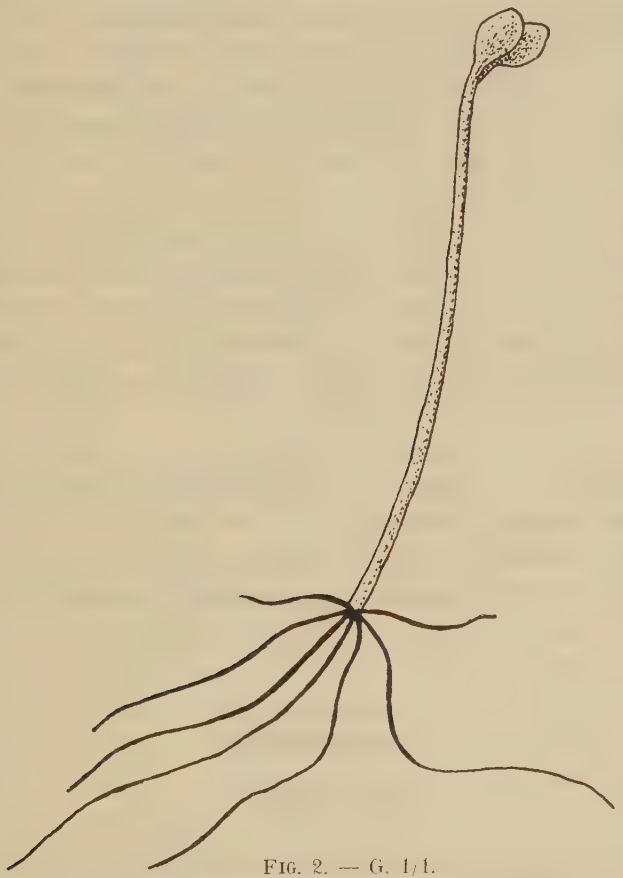


FIG. 2. — G. 1/1.

donne des hypocotyles aussi semblables que possible. A l'obscurité et sur papier filtre humide (eau de la distribution), elle se produit déjà en quelques jours.

Les racines principales apparaissent à la base de l'hypocotyle. Au commencement, il en naît trois,

l'une plus longue que les deux autres, ensuite viennent encore deux ou quatre racines, c'est-à-dire que le nombre total est finalement de 5 à 7, dont une plus longue (voir fig. 2).

Les cotylédons qui, à l'obscurité, sont jaunes et appliqués l'un contre l'autre, s'étalent à la lumière

Evidemment, nos plantules après 12 jours de germination sont peu vigoureuses, puisque nous ne leur avons donné que de l'eau. A ce moment, les hypocotyles ont 8 à 8,5 cm. de long, et mis en expérience, ils se maintiennent très bien en vie pendant une vingtaine de jours.

Après les 12 premiers jours de germination, nous effectuons un triage très minutieux et nous choisissons les hypocotyles de même vigueur pourvus de cotylédons de même épaisseur, de même surface et verdissant avec la même rapidité sous l'influence de la lumière.

Nous avons toujours choisi les sujets pourvus de cotylédons « moyens », d'après la nomenclature de R. Bouillenne (type II, *l. c.*).

Les plantules sont alors débarrassées soit seulement de la touffe des racines principales, soit de la touffe des racines principales et des cotylédons.

TECHNIQUE

A. — Cultures.

Les cultures sont conduites de la façon suivante: On trempe les graines pendant 48 heures dans l'eau de distribution, ensuite on les dépose sur papier filtre humide pendant 48 heures à 24° C.

On obtient ainsi un début de germination. Lorsque la radicule mesure 1 à 1 ½ mm. de long, les graines

sont disposées (radicule orientée vers le bas) sur un milieu approprié:

soit *a*, agar-agar à 1 %,

soit *b*, papier filtre humide.

Les cultures sont maintenues en chambre noire sous cloche en atmosphère saturée d'humidité à 24° C, jusqu'à l'obtention d'hypocotyles de 8-8 ½ cm. de long, ce qui demande une douzaine de jours.

Les plantules poussent rapidement, droites et saines. La germination est régulière et donne de 80 à 90 %, de sujets assez semblables pour permettre des études comparatives.

Les hypocotyles atteignent la longueur voulue, sans que les plantules manifestent un étiolement excessif par le fait de l'absence de lumière.

B. — Mise en contact du carotène avec les sujets d'expérience.

La mise au point de la technique à suivre pour permettre aux plantules d'absorber du carotène introduit dans le milieu de culture a exigé divers essais.

Comme le carotène est liposoluble, nous avons essayé:

1° la solution de carotène dans de la lanoline hydratée selon la technique utilisée par Laibach (10*) dans son étude sur les hormones polliniques;

2° la solution de carotène dans de l'huile d'arachide et son application directe sur le sommet des hypocotyles amputés de cotylédons;

3° la solution de carotène dans de l'huile d'arachide émulsionnée dans l'agar-agar à 1 %.

Après de nombreux essais, qu'il serait trop long de relater ici, nous avons définitivement adopté cette dernière technique que nous allons préciser.

*
* *

Le poids nécessaire d'agar-agar est mis en contact avec de l'eau de la distribution pendant 24 heures à froid. Ensuite, on chauffe au bain-marie de façon à obtenir une pseudo-solution.

L'agar-agar chaud ainsi préparé est introduit dans un Erlenmeyer. On ajoute l'huile d'arachide contenant le carotène préalablement dissous et on agite très fortement.

On obtient ainsi une émulsion parfaite de « l'huile carotène » dans l'agar-agar.

Afin d'obtenir une prise rapide de l'émulsion, cette dernière est versée dans des cristallisoirs, préalablement refroidis à —2° C. et on les maintient à la glacière jusqu'à solidification complète de l'agar-agar. Les cristallisoirs sont alors retirés de la glacière et mis à l'étuve à 24° C. pendant 8 heures, pour leur permettre de prendre cette température.

L'application du carotène se fera suivant trois processus:

1° pénétration du carotène par les racines (germination des graines sur agar-agar enrichi de carotène);

2° les plantules ayant germé sur papier filtre, les hypocotyles sont sectionnés au-dessus des racines principales et déposés sur l'agar-agar enrichi de carotène, afin de permettre la pénétration du carotène par la plaie de section des hypocotyles amputés de leurs racines principales;

3° après la germination sur papier filtre, les cotylédons sont enlevés, puis 7 jours après, les hypocotyles presque inanitiés sont sectionnés au-dessus des racines principales. La partie supérieure de l'hypocotyle est alors introduite dans l'agar-carotène.

RESULTATS EXPERIMENTAUX SUR IMPATIENS BALSAMINA L.

Ainsi que nous l'avons dit dans l'introduction, notre but, dans ce travail, est de vérifier si l'apport de diverses doses de carotène à des plantules de *Impatiens Balsamina* L., se traduit par des manifestations extérieures quantitativement évaluables.

Nous avons spécialement étudié l'apparition et la vitesse de croissance des racines de néoformation le long de l'hypocotyle chez des plantules auxquelles le carotène fut administré de trois façons différentes:

I. *A la plante tout entière*, germant et croissant à l'obscurité sur milieu contenant du carotène. Dans ce cas, l'action du carotène ajouté s'additionne à celle du carotène existant dans la graine, pour autant qu'il puisse pénétrer du milieu extérieur dans le milieu cellulaire par l'intermédiaire des racines principales ou de la région avoisinant l'insertion de celles-ci sur la plantule;

II. *A la plantule préalablement amputée de la touffe de ses racines principales*. Ici, le carotène est mis en contact avec les tissus de l'hypocotyle; d'abord par la plaie résultant de l'amputation, ensuite à travers le tissu de cicatrisation;

III. *A la plantule amputée de ses cotylédons, puis, à 7 jours d'intervalle, de la touffe de ses racines principales* (R. Bouillenne, *l. c.*).

Ce dernier cas nous paraît être, de tous, le plus intéressant, les hypocotyles privés de leurs cotylédons se vident peu à peu de leurs substances formatrices de racines, de glucides, etc. L'amputation des racines principales, 7 jours après celle des cotylédons, laisse

des hypocotyles déficients, chez lesquels un apport d'énergie extérieure ou le moyen d'utiliser plus parfaitement et en un temps plus court, le matériel énergétique qui leur reste, doit avoir une répercussion considérable sur le comportement des hypocotyles.

I. — Influence du carotène sur les hypocotyles de plantules ayant germé sur milieu contenant du carotène.

Dans le lot de graines mises pendant 48 heures sur papier filtre humide à l'obscurité et à 24° C., on choisit quatre lots de 50 graines bien semblables, montrant une radicule de 2 mm. environ. On place ces quatre lots respectivement dans les conditions suivantes:

Premier lot: 50 individus, sur 100 cc. d'agar-agar à 1 %, contenant 0,15 % d'huile d'arachide (témoins);

Deuxième lot: 50 individus, sur 100 cc. d'agar-agar à 1 %, contenant 0,0025 % de carotène dissous dans 0,15 % d'huile d'arachide;

Troisième lot: 50 individus, sur 100 cc. d'agar-agar à 1 %, contenant 0,005 % de carotène dissous dans 0,15 % d'huile d'arachide;

Quatrième lot: 50 individus, sur 100 cc. d'agar-agar à 1 %, contenant 0,008 % de carotène dissous dans 0,15 % d'huile d'arachide.

Les quatre lots sont placés à l'obscurité, en atmosphère saturée d'eau et à la température de 24° C.

Au bout de 12 jours, on obtient des plantules ayant de 8 à 8 ½ cm. de long et bien portantes.

Dans chaque lot, nous choisissons 35 individus qui représentent le mieux l'état moyen de la culture et ayant à tous points de vue, le même aspect, même

vigueur, même taille, même développement des cotylédons, de l'hypocotyle et des racines.

On élimine, sur tous la touffe des racines principales par une section de l'hypocotyle à 5 mm. de son extrémité inférieure. Les hypocotyles ainsi préparés sont introduits séparément dans des tubes contenant 8 cc. d'eau de la distribution et mis à la lumière.

Les plantules se maintiennent parfaitement en vie pendant une vingtaine de jours après l'amputation et on voit apparaître, progressivement, des racines de néoformation. Les racines se développent, progressivement, sur l'étendue des 2/3 inférieurs de l'hypocotyle, mais elles sont plus nombreuses, plus vigoureuses et plus longues à la base.

Résultats :

Dès que les plantules sont mises à la lumière, l'action du carotène absorbé à l'obscurité se manifeste d'une façon remarquable; il suffit d'examiner le tableau III et le diagramme I pour constater que, dès le cinquième jour de la mise à la lumière, les hypocotyles de plantules qui ont germé sur agar-agar, contenant 0,008 % de carotène, ont presque trois fois plus de racines (20 racines) que les hypocotyles témoins (8,6 racines).

La plus grande longueur (9 mm.) des racines apparues sur les hypocotyles de plantules ayant germé sur carotène se distingue de celle des hypocotyles des plantules témoins (5 mm.).

Les photographies 1, 2, 3 et 4 montrent chacune 5 échantillons de chacun des lots 1, 2, 3 et 4 au cinquième jour de l'expérience. Elles révèlent l'homogénéité de développement des hypocotyles et des cotylédons dans les différents lots et aussi les variations

Tableau III

État des cotylédons.	Nature des lots.	Moyennes du nombre de racines nouvelles apparues après										Mortalité après 20 jours.
		1 jour (13)	2 jours (14)	3 jours (15)	4 jours (16)	5 jours (17)	7 jours (19)	10 jours (22)	13 jours (25)	17 jours (29)	20 jours (32)*	
Verdissant en quelques heures, de grandeur moyenne, vigoureux, étalés.	1. Témoins.	0	1,2	3,2	6·	8,6	12,2	16	20	22	22	30 %
	M. s. 35 ind.		(p)	(∧)	(∧)	(5)	(7)	(10)	(18)	(33)	(45)	
	2. 0,0025 % de carotène.	2,2	3,3	6,7	11,7	15	17,5	20,8	22	22,6	22,6	10 %
	M. s. 35 ind.	(p)	(∧)	(∧)	(5)	(8)	(12)	(15)	(22)	(41)	(55)	
	3. 0,005 % de carotène.	2,5	4	9,5	14	17	19	22,5	24	25,5	25,5	3 %
	M. s. 35 ind.	(p)	(∧)	(4)	(6)	(9)	(12)	(16)	(25)	(46)	(60)	
	4. 0,008 % de carotène.	4,5	7	12	17	20	22,7	25	27	27,2	27.2	10 %
	M. s. 35 ind.	(p)	(∧).	(4)	(7)	(9)	(12)	(16)	(30)	(46)	(60)	

* Nombre total de jours depuis le début de la germination.

( ) = en exposant, la longueur en mm. de la plus longue racine apparue dans la catégorie indiquée.

p) = point radiculaire, simple bourrelet méristématique.

(∧) = point radiculaire, ne dépassant pas 2 mm. de longueur.

lantes ayant germé pendant douze jours sur Carotène, puis amputées des racines princi-ales. Cinq jours après l'amputation des racines principales : néoformation des racines.

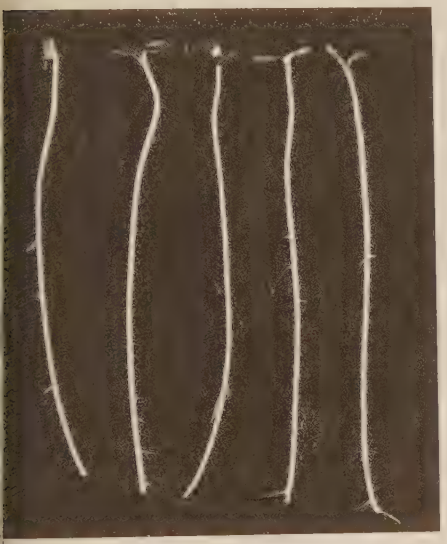


PHOTO 1. — Sans Carotène (témoins).

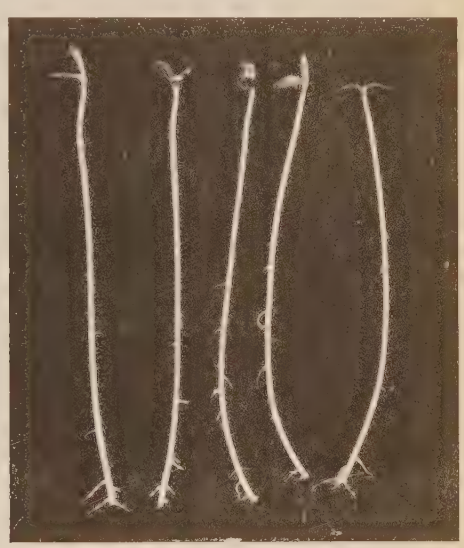


PHOTO 2. — 0,0025 % de Carotène.

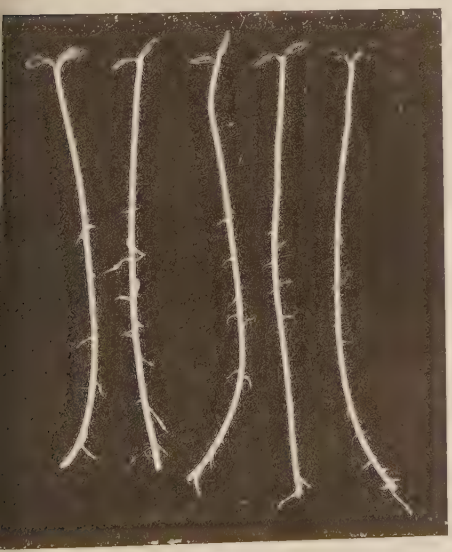


PHOTO 3. — 0,005 % de Carotène.

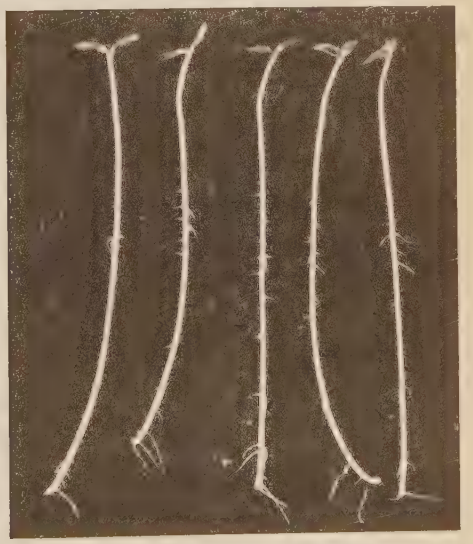


PHOTO 4. — 0,008 % de Carotène.

Les mêmes plantes ayant subi depuis vingt jours l'amputation des racines principal
néoformation des racines.

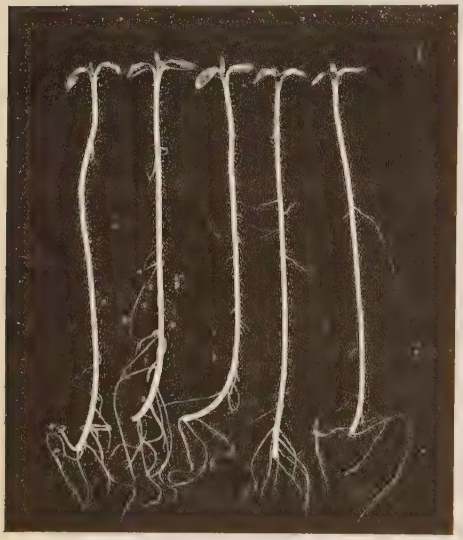


PHOTO 5. — Sans Carotène (témoins).

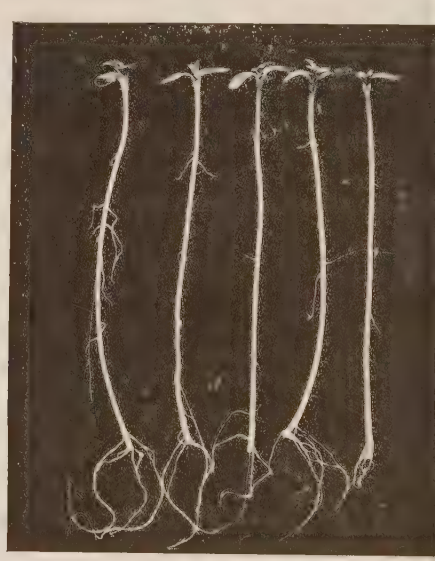


PHOTO 6. — 0,0025 % de Carotène.

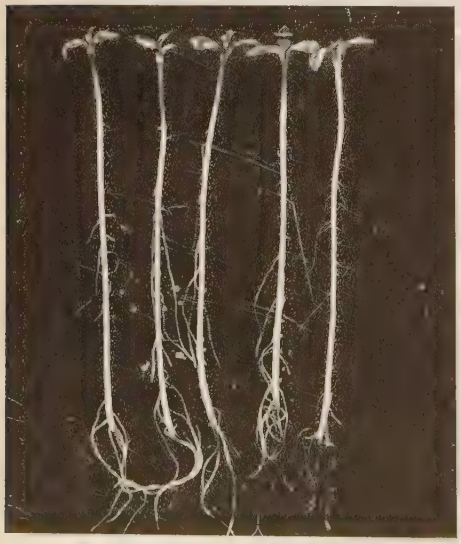


PHOTO 7. — 0,005 % de Carotène.

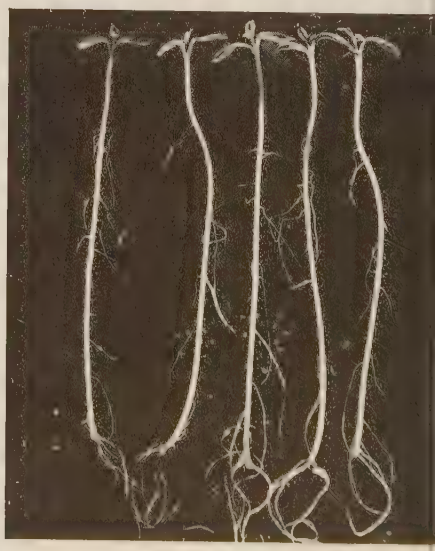


PHOTO 8. — 0,008 % de Carotène.

Plantes ayant germé pendant douze jours sur papier filtre; ensuite amputées des racines principales et traitées par le Carotène pendant quarante-huit heures : cinq jours après l'administration de Carotène, néoformation des racines.

PHOTO 9. — Sans Carotène (témoins).

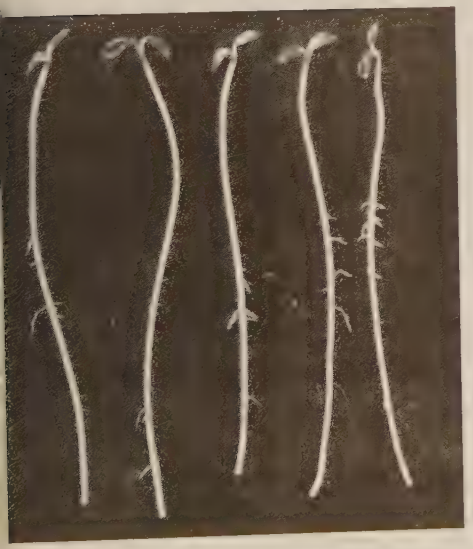


PHOTO 10. — 0,008 % de Carotène.

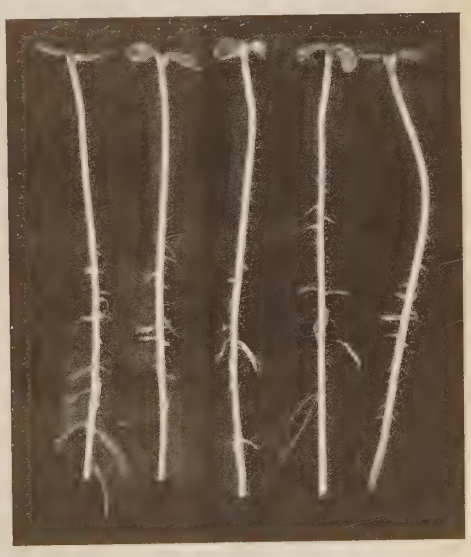


PHOTO 11. — 0,020 % de Carotène.

Les mêmes plantes amputées des racines principales et traitées ensuite par le Carotène
vingtième jour de l'expérience, néoformation des racines.

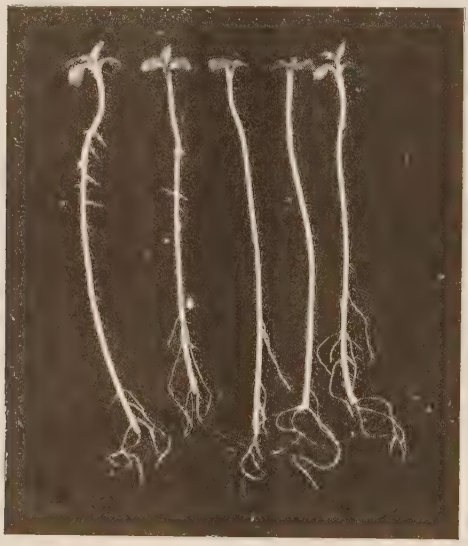


PHOTO 12. — Sans Carotène (témoins)

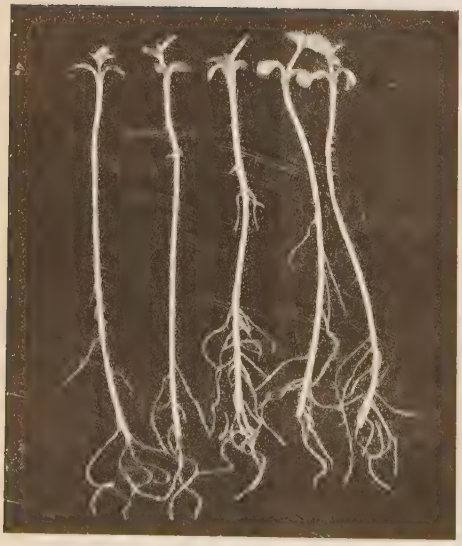


PHOTO 13. — 0,008 % de Carotène.

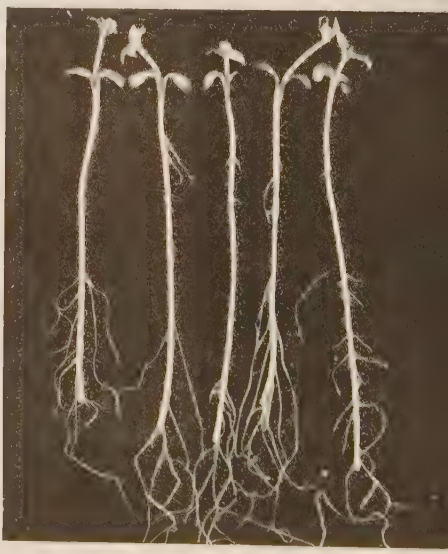


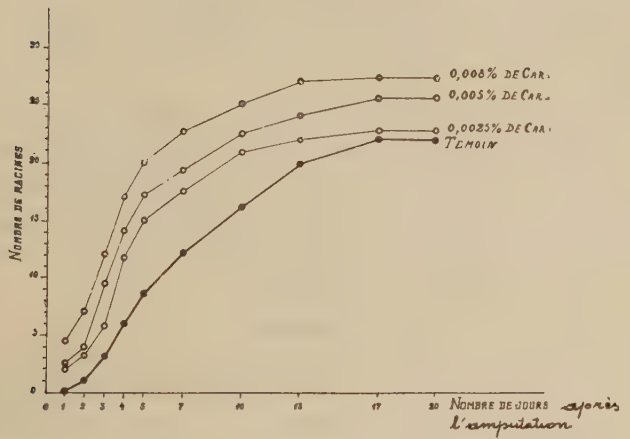
PHOTO 14. — 0,020 % de Carotène.

dans la rapidité d'apparition des racines néoformées selon les conditions expérimentales.

A partir du cinquième jour, l'apparition de nouvelles racines sur les hypocotyles ayant reçu du carotène se ralentit considérablement.

Du cinquième au vingtième jour, les hypocotyles du quatrième lot (0,008 % de carotène) n'acquièrent plus en moyenne que 7,2 racines supplémentaires, tandis que les hypocotyles du premier lot (témoins), pendant ce même laps de temps, donnent 13,4 raci-

Diagramme I



Plantules germées sur agar-agar seul (témoins) ou enrichi de carotène.

Amputation des racines principales après douze jours de contact avec le carotène.

Néoformation de racines plus précoces et en nombre plus considérable sous l'influence du carotène.

nes supplémentaires, si bien que, à la fin de l'expérience, les plantules témoins ont 22 racines et les plantules du quatrième lot ont 27,2 racines (voir tableau III et diagramme I).

La principale action du carotène dans cette expé-

rience a donc été de *hâter* l'apparition d'un certain nombre de racines de néoformation le long de l'hypocotyle de Balsamine et aussi par voie de conséquence, de leur permettre d'atteindre une plus *grande longueur*. Les photos 5, 6, 7 et 8, prises au vingtième jour de l'expérience sur des plantules des lots 1, 2, 3 et 4, montrent très bien cette deuxième différence de longueur dans les racines de néoformation. Elles illustrent aussi un troisième résultat de l'action du carotène sur les plantules de balsamine: une plus grande vigueur des hypocotyles et surtout des cotylédons et des deux premières feuilles chez les plantules traitées au carotène. La vigueur est d'autant plus marquée que la quantité de carotène a été plus grande.

Ainsi nous constatons que du carotène a pu passer du milieu extérieur dans l'économie de la plantule (peut-être après transformation préalable) et qu'il a exercé une influence favorable nettement marquée sur le développement des plantules.

En résumé.

Nous constatons dès les premiers jours après l'amputation des racines:

1° la précocité du phénomène d'apparition des racines de néoformation sur les hypocotyles de plantules traitées au carotène par rapport aux témoins (20, 17 et 15 racines contre 8,6 après cinq jours);

2° l'augmentation de la longueur des racines néoformées sous l'influence du carotène (9, 9 et 8 mm. contre 5) (voir photos 1, 2, 3, 4);

3° une vigueur plus marquée des hypocotyles et des cotylédons ainsi que de la gemmule (voir photos 5, 6, 7 et 8):

4° une mortalité plus considérable après vingt jours dans le lot des plantules témoins, que dans ceux de plantules ayant subi, au cours de leur germination, l'influence du carotène : conséquence absolument logique de la précocité d'apparition des racines sur les lots 2, 3 et 4.

II. — Amputation des racines avant l'administration du carotène.

La première expérience nous a donc montré que des graines de Balsamine ayant germé à l'obscurité sur milieu d'agar-agar, contenant de faibles quantités de carotène, donnent des plantules dont les racines de néoformation, après l'amputation de la touffe des racines principales et mises à la lumière apparaissent plus tôt, sont plus nombreuses et plus longues, etc., que chez les témoins.

Il paraîtrait que la germination sur carotène a intensifié dans la plantule les réactions énergétiques qui commandent le développement de celle-ci.

Le contact de la plantule avec le milieu chargé de carotène a duré 12 jours par l'intermédiaire de la radicule puis des racines principales.

Dans la seconde série d'expériences, nous avons voulu voir si l'action du carotène pouvait s'exercer directement sur les tissus de l'hypocotyle lui-même.

Les graines, plusieurs centaines, germent sur papier filtre humide reposant sur de l'ouate imbibée d'eau de la distribution. La radicule est orientée vers le bas comme en I.

Lorsque les hypocotyles ont atteint, après 12 jours, une taille de 8-8 ½ cm. de long, on choisit 150 plantules parfaitement homogènes et on coupe la touffe des racines principales.

Les hypocotyles ainsi préparés sont répartis en trois lots:

Premier lot. 50 individus: on enfonce la partie basale des hypocotyles sur une longueur de 5 à 7,5 mm. dans 100 cc. d'agar-agar à 1 %, contenant 0,15 % d'huile d'arachide (témoins);

Deuxième lot. 50 individus: même opération sur 100 cc. d'agar-agar à 1 %, contenant 0,008 % de carotène dissous dans 0,15 % d'huile d'arachide;

Troisième lot. 50 individus: même opération sur 100 cc. d'agar-agar à 1 %, contenant 0,020 % de carotène dissous dans 0,15 % d'huile d'arachide.

Après 48 heures de contact à l'obscurité en chambre humide et à 24° C, 105 plantules des différents lots sont répartis séparément dans des tubes contenant 8 cc. d'eau et mises à la lumière.

Les plantules se maintiennent parfaitement en vie pendant une vingtaine de jours, ensuite elles meurent successivement.

Résultats :

Les résultats de cette expérience, consignés au tableau IV et au diagramme II, montrent mieux encore que dans la première expérience le genre d'action du carotène: déclanchement à la lumière d'une quantité d'énergie qui se traduit morphologiquement par une brusque apparition de pointes méristématiques le long des hypocotyles, un jour seulement après la mise à la lumière (16 et 23 racines contre 7) et croissance extrêmement rapide de celles-ci (8 et 10 mm. contre 3 mm.) (voir les photos 9, 10 et 11).

Le fonctionnement des racines précocement formées sous l'influence du carotène se traduira dans la

Tableau IV

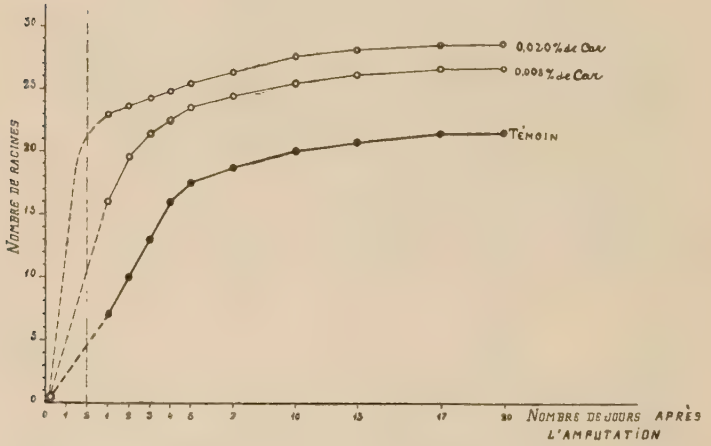
État des cotylédons.	Nature des lots.	Nombre de racines nouvelles apparues après la mise dans l'eau et l'exposition à la lumière.										Mortalité après 20 jours.
		1 jour (15)	2 jours (16)	3 jours (17)	4 jours (18)	5 jours (19)	7 jours (21)	10 jours (24)	13 jours (27)	17 jours (31)	20 jours (34) *	
Verdissant rapidement, de grandeur moyenne, vigoureux, étalés.	1. Témoins. M. s. 35 individus.	7 (*p*)	10 (∧)	13 (∧)	16 (∧)	17,5 (3)	18,5 (6)	20 (8)	20,6 (10)	21,1 (25)	21,1 (40)	40 %
	2. 8 mgr. de carotène pour 100 cc. agar. M. s. 35 ind.	16 (∧)	19,6 (4)	21,3 (5)	22,4 (6)	23,4 (8)	24,3 (13)	25,3 (15)	26 (35)	26,2 (40)	26,2 (50)	30 %
	3. 20 mgr. de carotène pour 100 cc. agar. M. s. 35 ind.	23 (5)	23,5 (6)	24 (7)	24,5 (8)	25 (10)	26 (15)	27,5 (25)	28 (40)	28,2 (45)	28,2 (65)	40 %

(*) Nombre total de jours depuis le début de la germination.

suite de l'expérience par une plus grande vigueur des hypocotyles et surtout des cotylédons et des quatre premières feuilles (voir photos 12, 13 et 14 prises au vingtième jour de l'expérience) et aussi par une plus grande longueur des racines elles-mêmes.

Toutes ces caractéristiques d'une augmentation manifeste de la vitalité sous l'influence du carotène sont d'autant plus accusées que la quantité de carotène administrée a été plus considérable.

Diagramme II



Plantules amputées des racines principales et soumises ensuite à l'influence du carotène pendant quarante-huit heures (à l'obscurité). La néoformation consécutive des racines est beaucoup plus rapide et plus considérable sous l'influence du carotène que chez les témoins.

Cependant, dans cette expérience comme dans la première, l'action du carotène sur le *nombre* total de racines de néoformation n'est pas considérable à la fin de l'expérience (26 et 28 racines contre 21 dans les témoins).

Le carotène semble avoir favorisé et hâté l'action

d'un élément néoformateur qui existait préalablement en quantité limitée dans les plantules, et que Bouillenne et Went (*l. c.*) ont nommé: rhizocaline; celle-ci joue le rôle de facteur limitant du nombre de racines de néoformation.

On peut objecter que l'action du carotène est très passagère et limitée par suite de son instabilité chimique, c'est pourquoi dans l'expérience qui suit, nous avons répété le contact des plantules avec le carotène.

III. — Amputation des cotylédons et des racines avant l'administration du carotène.

Dans les deux expériences précédentes, les hypocotyles de Balsamine mis en expérience ne sont pas inanitiés. Ils continuent à être nourris par les cotylédons, puis par les jeunes feuilles qui apparaissent.

L'action du carotène, que nous qualifierons momentanément d'*activant du métabolisme*, permet une rapide et peut-être une plus complète utilisation des réserves vers une formation précoce des racines. Dans ces expériences, comme dans celles de R. Bouillenne (*l. c.*), les réserves nutritives ne sont pas le facteur limitant.

Mais, R. Bouillenne a aussi montré que celles-ci, et notamment les réserves glucidiques, peuvent jouer le rôle de facteur limitant, en opérant sur des hypocotyles inanitiés. Dans ce cas, la rhizocaline ne fonctionne pas comme agent néoformateur, mais dès que l'on donne du saccharose (ou un autre glucide) en abondance, la rhizocaline agit et fournit des racines, non pas indéfiniment, mais jusqu'à un certain point où elle est elle-même le facteur limitant.

Nous nous sommes demandé si le carotène pouvait

remplacer la rhizocaline dans son rôle de néoformation et si en appliquant, selon la technique minutieusement décrite par l'auteur précité, du sucre et du carotène à des hypocotyles inanitiés, nous pouvions augmenter dans une large mesure le nombre des racines.

*
* *

Les graines (plusieurs centaines) sont mises à germer, à l'obscurité, sur papier filtre humide comme en II, jusqu'à obtention d'hypocotyles de 8 à 8,5 cm. de long.

On procède alors de la manière suivante: d'abord, les hypocotyles sont décapités le 13e jour sous le nœud cotylédonnaire et maintenus à l'obscurité pendant 7 jours avec les racines intactes, sur papier filtre humide.

On choisit 180 individus, tous semblables, auxquels on ampute la touffe des racines principales (qui sont au nombre de 5 à 7), à 5 mm. de l'extrémité inférieure de l'hypocotyle. 140 hypocotyles dépourvus de cotylédons et de racines sont introduits dans des tubes contenant 8 cc. de solution de saccharose à 1 ½ % et mis à la lumière pendant 7 jours, tandis que 40 témoins sont introduits dans des tubes ne contenant que de l'eau de la distribution.

La solution de saccharose est renouvelée toutes les 48 heures et les tubes sont lavés soigneusement pour éviter la souillure du milieu par les bactéries, les champignons, les algues, etc. Après ce temps, nous avons des hypocotyles qui, dans les témoins-eau, ont 2 à 3 pointes radiculaires, tandis que les hypocotyles plongés dans le saccharose ont en moyenne 10 racines. Nos résultats concordent donc avec ceux obtenus par R. Bouillenne.

A ce moment, les hypocotyles traités au saccharose sont extraits des tubes; on rafraîchit sur chacun la plaie du sommet. On choisit 105 individus répartis en trois lots. On enfonce alors les sommets des hypocotyles sur une longueur de 5 à 7,5 mm. dans l'agar-agar avec ou sans carotène où ils restent suspendus, tandis que leur base est immergée dans une solution de saccharose à 1 ½ %, sur une hauteur de 2 cm. environ.

Le matériel est ainsi maintenu à l'obscurité pendant 48 heures et à 24° C. L'ensemble des sujets observés se répartit de la façon suivante:

Premier lot. 30 individus: dans l'eau de la distribution sans agar; témoins (dans l'eau);

Deuxième lot. 35 individus: extrémité supérieure dans 100 cc. d'agar-agar à 1 %, contenant 0,15 % d'huile d'arachide, extrémité inférieure dans la solution de saccharose à 1 ½ %; témoins (dans sucre);

Troisième lot. 35 individus: extrémité supérieure dans 100 cc. d'agar-agar à 1 %, contenant 0,008 % de carotène dissous dans 0,15 % d'huile d'arachide, extrémité inférieure dans la solution de saccharose à 1 ½ %;

Quatrième lot. 35 individus: extrémité supérieure dans 100 cc. d'agar-agar à 1 %, contenant 0,020 % de carotène dissous dans 0,15 % d'huile d'arachide, extrémité inférieure dans la solution de saccharose à 1 ½ %.

Après 48 heures de contact à l'obscurité des hypocotyles avec l'agar-agar par leur sommet, et avec le saccharose par leur base, l'agar-agar est supprimé et les hypocotyles sont introduits dans des tubes contenant 8 cc. de saccharose à 1 ½ %. Ils sont mis à la lumière pendant une dizaine de jours.

Tableau V (*a*)

(Avant l'administration du carotène, saccharose, lumière).

Nature des lots.	Moyenne du nombre de racines nouvelles apparues après							Mortalité après 7 jours.
	1 jour (21)	2 jours (22)	3 jours (23)	4 jours (24)	5 jours (25)	6 jours (26)	7 jours (27)	
a) Hypocotyles dans l'eau. M. s. 40 individus.	0	0	0,75(*p*)	1 (*p*)	1,5(*p*)	2 (*p*)	2,5(*p*)	25 °/₀
b) Hypocotyles dans saccharose. M. s. 140 ind.	1,5(*p*)	3 (*p*)	6 (*p*)	8 (*p*)	9 (*p*)	9,5(*p*)	10 (∧)	10 °/₀

Tableau V (*b*)

(Après le traitement au carotène).

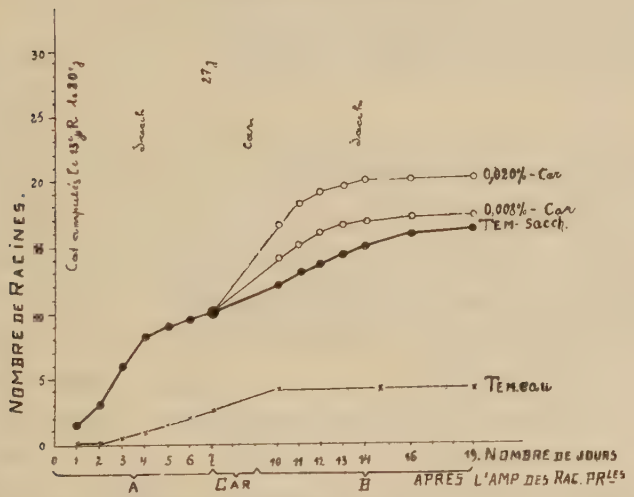
Nature des lots.	Moyenne du nombre de racines nouvelles apparues après							Mortalité après 10 jours.
	1 jour (30)	2 jours (31)	3 jours (32)	4 jours (33)	5 jours (34)	7 jours (36)	10 jours (39)	
1° Témoins dans l'eau. M. s. 30 ind.	4 (*p*)	—	—	—	—	—	—	100 °/₀
2° Témoins dans saccharose. M. s. 35 ind.	12 (2)	13 (3)	13,50 (3)	14,25 (4)	15 (5)	15,75 (6)	16,25 (7)	20 °/₀
3° 0,008 °/₀ de carotène M. s. 35 ind.	14 (2)	15 (3)	16 (3)	16,5 (4)	16,75 (5)	17 (6)	17 (7)	30 °/₀
4° 0,020 °/₀ de carotène M. s. 35 ind.	16,5 (2)	18,25 (3)	19 (4)	19,4 (5)	19,75 (5)	20 (6)	20 (8)	25 °/₀

Résultats :

Pendant les 7 jours où les hypocotyles privés de cotylédons et de racines sont mis à la lumière, dans la solution de saccharose à 1 ½ %, avant le traitement au carotène, on constate une néoformation de racines.

Leur augmentation suit une courbe en S et atteint environ 10 racines en moyenne [tableau V (*a*) et diagramme III (*a*)].

Diagramme III (*a-b*)



Cotylédons amputés le treizième jour, les racines le vingtième jour de la germination et introduction dans solution de saccharose (A) (jusqu'à la fin de l'expérience).

Le vingt-septième et le vingt-huitième jours, administration de carotène par l'extrémité supérieure, ensuite mise à la lumière (B).

Les témoins placés dans l'eau de la distribution n'ont donné qu'une ou deux racines néoformées pendant ce laps de temps.

Les hypocotyles sont ensuite traités au carotène pendant 48 heures, puis réintroduits (sauf les témoins

dans l'eau) dans la solution de saccharose pendant dix jours. Ils forment 4 et 6 racines pendant ce délai de deux jours, tandis que les témoins placés dans la solution de saccharose en forme deux. Les témoins introduits dans l'eau de distribution en forment 1,5 en moyenne.

Au 39e jour à partir de la germination, on constate que: du 27e au 39e jour, c'est-à-dire après l'administration du carotène, les néoformations se réalisent de la façon suivante:

1° le lot témoin placé dans l'eau sans saccharose a développé quatre racines au maximum.

Toutes les plantules de ce lot sont mortes au 31e jour;

2° le lot témoin qui n'a pas reçu de carotène mais du saccharose, développe 16,25 racines en moyenne;

3° le lot auquel on a offert 0,008 % de carotène et du saccharose, développe 17 racines en moyenne;

4° le lot auquel on a offert 0,020 % de carotène et du saccharose développe 20 racines en moyenne.

Les racines néoformées sur les hypocotyles traités au carotène ainsi que chez les témoins ne se montrent pas très vigoureuses. Il se pourrait que les bases des hypocotyles aient été quelque peu attaquées par des moisissures, qui se sont développées, malgré les précautions prises.

Le diagramme III représente le nombre de racines néoformées: dans la 1re partie de l'expérience (*a*), pendant 7 jours à la lumière (avant l'administration du carotène), pour toutes les plantules introduites dans la solution de saccharose; dans la 2e partie de l'expérience (*b*), pendant 10 jours après l'administration du carotène.

IV. — Même recherche qu'en III, mais avec administration répétée de carotène.

L'expérience est renouvelée dans les mêmes conditions, mais, cette fois-ci, nous administrons deux fois du carotène à 5 jours d'intervalle.

L'opération est donc conduite de la façon suivante:

12e jour de germination (eau de la distribution, obscurité), amputation des cotylédons; au 13e jour, séjour sur papier filtre humide pendant 7 jours;

20e jour: amputation (sur 150 individus) des racines et mise en contact pendant 7 jours avec la solution de saccharose à 1 ½ % et 40 individus dans l'eau, à la lumière, ensuite;

27e jour: pendant 48 heures, première administration de carotène (sur trois lots de 45 individus) par l'extrémité supérieure de l'hypocotyle, l'extrémité inférieure dans la solution de saccharose à l'obscurité (en deux lots 0,008 et 0,020 % de carotène dans l'agar-agar, un lot de témoins sans carotène dans l'agar-agar);

29e jour: 5 jours à la lumière dans la solution de saccharose:

34e jour: pendant 48 heures, deuxième administration de carotène (sur trois lots de 30 individus bien homogènes) (deux lots et un témoin) et de solution de saccharose à l'obscurité;

36e jour: 5 jours à la lumière dans la solution de saccharose.

Résultats :

Pendant les 7 jours où les hypocotyles privés de cotylédons et de racines ont été mis à la lumière dans

la solution de saccharose à 1 ½ %, on constate une néoformation progressive de racines jusqu'à environ 12 en moyenne, tout comme dans l'expérience précédente [diagramme IV (*a*)].

Les témoins placés dans l'eau, mais non pourvus de saccharose, donnent 2,5 racines néoformées pendant cette période.

Après ce délai de 7 jours, deux lots des hypocotyles traités au saccharose sont donc mis au contact du carotène par l'extrémité cotylédonnaire et dans la solution de saccharose par l'extrémité inférieure, pendant 48 heures. Pendant ce délai, ils forment respectivement 2,75 et 4,75 racines en moyenne, alors que les témoins pourvus de saccharose, sans carotène, en fournissent 1,25 et que les témoins placés dans l'eau de la distribution en donnent 1,5 en moyenne [tableau VI (*a*)].

Donc, dix jours après l'amputation des racines (30e jour depuis la germination), les hypocotyles traités au saccharose forment un total de treize racines. Les hypocotyles ayant reçu du carotène pendant deux jours, forment, à ce dixième jour, respectivement 14,5 et 16,5 racines. Les témoins qui n'ont reçu que de l'eau montrent 4 racines en moyenne.

Les hypocotyles sont ensuite réintroduits dans la solution de saccharose pendant cinq jours.

1° lot: les sujets placés dans l'eau de la distribution sont presque tous morts ou flétris;

2° le lot qui n'a pas reçu de carotène mais bien du saccharose montre une augmentation de 2,25 racines (au total 15,25 racines au 34e jour de la germination) [voir tableau VI (*b*)].

3° le lot auquel on a administré en outre 0,008 % de carotène développe un surplus de trois racines en

Tableau VI (*a*)

(Avant l'administration du carotène).

Nature des lots.	Moyenne du nombre de racines nouvelles apparues après							Mortalité après 7 jours.
	1 jour (21)	2 jours (22)	3 jours (23)	4 jours (24)	5 jours (25)	6 jours (26)	7 jours (27)*	
Hopocotyles dans l'eau M. s. 40 ind.	0	0	0,75 (*p*)	1 (*p*)	1,5 (*r*)	2 (*p*)	2,5 (*p*)	25 %
Hypocotyles dans saccharose. M. s. 150 ind.	1,5 (*p*)	3,5 (*p*)	6,4 (*p*)	8 (λ)	9,75 (3)	11 (4)	11,75 (5)	5 %

Tableau VI (*b*)

(Après le premier traitement au carotène).

Nature des lots.	Moyenne du nombre de racines nouvelles apparues après					Mortalité après 5 jours.
	1 jour (30)	2 jours (31)	3 jours (32)	4 jours (33)	5 jours (34)*	
1° Témoins dans l'eau. M. s. 40 individus.	4 (*p*)	—	—	—	—	100 %
2° Témoins dans saccharose, M. s. 45 individus.	13 (6)	13,5 (7)	14,25 (8)	14,6 (9)	15,25 (11)	25 %
3° 0,008 % car. M. s. 45 individus.	14,5 (6)	15,5 (7)	16,25 (8)	17 (9)	17,5 (12)	20 %
4° 0,020 % car. M. s. 45 individus.	16,5 (7)	17,5 (8)	18,6 (9)	19,7 (10)	20,25 (15)	2 %

moyenne (au total 17,5 racines au 34e jour de la germination [voir tableau VI (*b*)];

4° le lot qui a reçu 0,020 % de carotène développe un surplus de 3,75 racines en moyenne (au total 20,25 racines au 34e jour de la germination).

Après ces 5 jours d'exposition des hypocotyles à la lumière dans le saccharose à 1 ½ %, on administre

Tableau VI (*c*)

(Après le second traitement avec le carotène).

Nature des lots.	Moyenne du nombre de racines nouvelles apparues après			Mortalité après 5 jours.
	1 jour (37)	3 jours (39)	5 jours (41)*	
2° Témoins dans saccharose. M. s. 30 individus.	16 (15)	16,3 (20)	16,75 (22)	25 %
3° 0,008 % de carotène. M. s. 30 individus.	20 (23)	21,4 (25)	22 (30)	10 %
4° 0,020 % de carotène. M. s. 30 individus.	22,6 (23)	23 (25)	23,25 (30)	10 %

* Nombre total de jours depuis le début de germination.

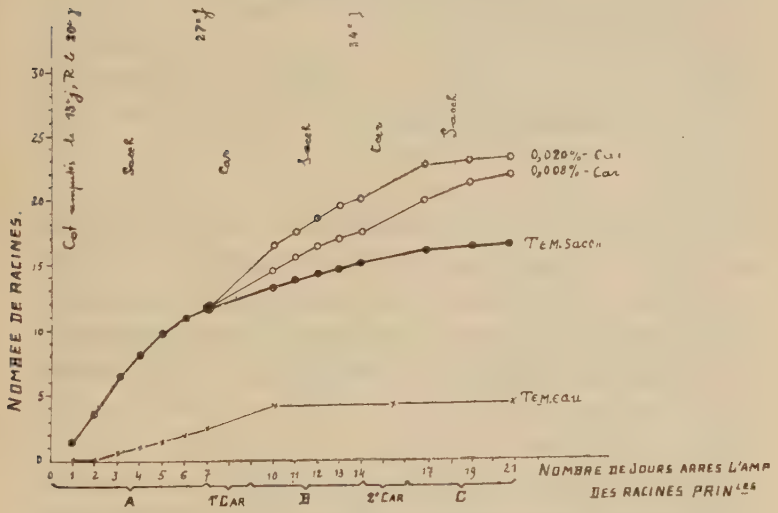
une deuxième fois du carotène aux plantules des lots 3 et 4 pendant 48 heures à l'obscurité. Pendant ce délai, les racines néoformées sont de 2,5 en moyenne (pour 0,008 % de carotène) et de 2,35 en moyenne (pour 0,020 % de carotène) tandis que les témoins en forment seulement 0,75 en moyenne.

Les lots replacés de nouveau à la lumière dans la

solution de saccharose forment alors en 5 jours 2 racines pour 0,008 % de carotène et 0,65 racine pour 0,020 % de carotène, tandis que les témoins dans le saccharose en forment 0,75 racine en moyenne [voir tableau VI (*c*)].

Donc au 41e jour de la germination: 16,75 racines

Diagramme IV (*a-b-c*)



Cotylédons amputés le treizième jour, les racines le vingtième jour de la germination; hypocotyles dans solution de saccharose (A) jusqu'à la fin de l'expérience.

Les vingt-septième et vingt-huitième jours, administration de carotène par l'extrémité supérieure; ensuite mise à la lumière (B).

Les trente-quatrième et trente-cinquième jours, nouvelle administration de carotène à l'obscurité, ensuite mise à la lumière (C).

pour les hypocotyles ayant reçu du saccharose;

22 racines pour les hypocotyles ayant reçu du saccharose + 0,008 % de carotène;

23,25 racines pour les hypocotyaes ayant reçu du saccharose + 0,020 % de carotène.

Les plantules se sont maintenues assez bien en vie

pendant une vingtaine de jours, après l'amputation des racines, grâce à l'apport de saccharose, tandis que les sujets non traités au saccharose ne vivent pas dix jours après l'amputation des racines.

La solution de saccharose favorisant le développement de moisissures, nous avons considéré, comme morts et rejetés tous les hypocotyles dont la base se couvrait accidentellement de moisissures.

D'autre part, nous constatons encore, dans cette série d'expériences, que la longueur ainsi que la vigueur des racines chez les hypocotyles traités au carotène sont plus considérables que chez les témoins à la fin de l'expérience (30 mm. de longueur contre 22 mm.)

Les racines se sont développées progressivement sur l'étendue des deux tiers inférieurs de l'hypocotyle après la première administration de carotène; mais après la deuxième, les hypocotyles des lots 3 et 4, forment également leurs racines sur la partie supérieure de l'hypocotyle, ce qui ne s'observe pas chez les témoins.

Le diagramme IV représente le nombre de racines néoformées dans la première partie de l'expérience (*a*) pendant 7 jours à la lumière avec la solution de saccharose, ensuite dans la deuxième partie de l'expérience (*b*) pendant 5 jours après la première administration de carotène et enfin dans la troisième partie de l'expérience (*c*) pendant 5 jours après une deuxième administration de carotène.

DISCUSSION DES RESULTATS DE L'EXPERIENCE IV

Les plantules ont été amputées de leurs cotylédons au 13e jour de la germination, et de leurs racines au 20e jour

A ce moment, les plantules avaient donc vécu pendant 20 jours, à l'obscurité, utilisant les réserves cotylédonnaires pendant 13 jours et les seules réserves de l'hypocotyle pendant 7 jours, puisque le milieu est dépourvu d'éléments nutritifs (eau de la distribution). On comprend qu'elles se trouvent après ces vingt jours dans un état accusé d'inanition. R. Bouillenne a montré, en effet, que dans de telles conditions, elles sont à peine capables de donner une seule racine de néoformation. Suivant la technique de R. Bouillenne, nous avons donc introduit ces hypocotyles dans une solution de saccharose à 1,5 % (8 cc. par plantule) pendant 7 jours et nous les avons replacés à la lumière. Nous avons observé, comme lui, la réapparition des néoformations de racines qui, toutefois, n'atteindront pas le nombre que nous aurions observé si les cotylédons n'avaient pas été amputés : 7 jours après l'amputation des racines, les cotylédons étant conservés, formation de 18,5 racines (expérience II); 7 jours après l'amputation des racines, les cotylédons étant enlevés, formation de 11,75 racines si l'on donne du saccharose — soit 21 jours depuis la germination pour les premiers et 27 jours pour les seconds). Comme R. Bouillenne l'a signalé, le saccharose a donc paré, au moins partiellement, à l'inanition des hypocotyles privés de leurs réserves cotylédonnaires, sans toutefois parvenir à remplacer l'action des cotylédons, au point de vue de leur capacité formatrice de racines.

Mais, si nous rendons aux hypocotyles décapités et inanitiés, du saccharose et du carotène, nous obtenons alors une néoformation radiculaire du même ordre que celle qui a été observée en maintenant les cotylédons.

HYPOTHESES SUR LE ROLE DU CAROTENE DANS LA NEOFORMATION DES RACINES

Il est manifeste que l'administration de carotène provoque, chez les plantules amputées des racines, une néoformation plus rapide, plus vigoureuse et plus considérable de racines adventives. Il accélère et augmente également la croissance de la gemmule, des cotylédons et des feuilles.

Quel est le mécanisme de cette action?

1° On ne peut attribuer au carotène le rôle d'un aliment, c'est-à-dire d'une substance fournissant un apport énergétique comme le fait le saccharose, par exemple, car la quantité de carotène absorbée par la plantule est absolument trop minime pour fournir un apport énergétique appréciable. Les quantités de carotène absorbées par les plantules n'atteignent certainement pas, selon toute apparence, le 1/1000e de mgr.

2° On peut supposer que le carotène représente un stade préliminaire des substances formatrices de racines. Il se transformerait en ces substances, lesquelles se trouveraient ainsi en quantités plus abondantes au niveau des cellules susceptibles de se transformer en méristème de racines sous leur influence.

Mais le carotène ne semble pas agir spécifiquement sur la « néoformation » des racines, puisque nous avons vu que les cotylédons et les premières feuilles se développent beaucoup plus rapidement à la suite de l'administration du carotène. Son rôle semble donc être beaucoup plus général, ou, si l'on veut, dépourvu de spécificité.

3° Cette dernière remarque doit également nous

faire écarter l'hypothèse d'après laquelle le carotène s'identifierait avec le facteur spécifique lui-même de la néoformation des racines.

4° Le carotène pourrait agir à la façon d'une hormone de croissance et l'on comprend alors qu'un apport d'hormones venant s'ajouter à celles qui existent déjà dans la plantule, amplifie aussi bien la néoformation des racines que la croissance des cotylédons et des premières feuilles. En effet, la quantité d'hormones existant normalement dans la plantule suffisait à la croissance dans les conditions normales. Mais l'amputation des racines imposant une néoformation radiculaire à la plantule, la quantité d'hormones présentes ne constitue plus un optimum et un apport supplémentaire doit alors activer la néoformation.

Cette dernière hypothèse nous paraît devoir être retenue et nous allons étudier de plus près son mécanisme au point de vue de la néoformation des racines. Le carotène aurait spécialement pour effet de hâter (et non produire) la transformation des cellules du péricycle en méristèmes de racines (activation des mitoses, par exemple).

En effet, c'est au premier jour ou dans les tout premiers jours après l'administration du carotène que l'influence accélérante se marque. Or, l'amputation des racines a provoqué la formation d'une plaie par laquelle les substances formatrices de racines peuvent lentement diffuser (2). Dans ces conditions, si le carotène accélère la formation du méristème des racines, une plus grande quantité de substances formatrices a pu exercer son rôle avant que la diffusion dans le milieu ait amené leur élimination.

Si nous comparons le nombre de racines néoformées chez les plantules privées de leurs racines prin-

cipales, mais encore pourvues de leurs cotylédons, selon qu'on leur fournit ou non du carotène, nous comprenons alors que le surplus des racines néoformées dans les premiers jours, grâce au carotène, corresponde au surplus à la fin de l'expérience.

En effet, ce surplus correspond à la quantité de substances formatrices qui n'ont pas été perdues par diffusion grâce à l'action accélérante du carotène (diagrammes I et II). (En présence de ce surplus, on pourrait également penser que le carotène a agi comme substance formatrice de racines, c'est-à-dire que son action s'est ajoutée à celle de ces substances, mais nous verrons dans la suite, que cette hypothèse ne peut pas être retenue).

Le carotène agirait donc comme accélérateur de l'action des substances formatrices de racines, aussi bien que de l'action des substances qui président à la formation de feuilles, non par une action spécifique sur l'un ou l'autre tissu, mais par sa faculté d'accélérer le métabolisme.

Mais le rôle du carotène ne se borne pas à une accélération du métabolisme, car, si nous administrons du carotène et du saccharose 14 ou 21 jours après avoir amputé les cotylédons (diagrammes III et IV), le carotène amplifie encore la néoformation des racines par rapport aux témoins.

Or, à cette époque, la plaie produite par l'amputation des racines est complètement cicatrisée, car la cicatrisation complète ne demande que quelques heures. Le carotène administré n'a donc pu agir ici en évitant un gaspillage de substances formatrices comme il a pu le faire dans les heures qui suivaient l'amputation des racines.

D'autre part, le nombre maximum de racines néo-

formées sous l'influence du carotène et du saccharose administrés 14 ou 21 jours après l'amputation des cotylédons ne dépasse guère celui que l'on trouverait si l'on avait laissé les cotylédons mais sans administration de carotène ni de saccharose.

Il semble donc que le carotène ne modifie pas le potentiel de formation des racines le long de l'hypocotyle, mais qu'il a simplement permis la réalisation de ce potentiel, même en l'absence de cotylédons.

Dans ce cas, nous pourrions admettre qu'au moment de l'amputation des cotylédons, l'hypocotyle contient déjà en puissance toutes les substances formatrices de racines, qui auraient donc été cédées par les cotylédons dès les premiers jours de la germination.

R. Bouillenne a, en effet, démontré qu'il existe, en quantités limitées dans les cotylédons, des complexes de substances qui interviennent, les uns dans la néoformation des racines, les autres dans la croissance de celles-ci.

Il a établi, en outre, qu'il reste une certaine quantité de substance cotylédonnaire dans les hypocotyles au moment de la décapitation (*l. c.*, p. 44).

H. Welsch (15), dans son travail sur la distribution de l'eau, de la matière sèche et de l'azote, confirme la thèse de R. Bouillenne en termes suivants: « L'amputation des cotylédons met encore en évidence la translocation basipète, le long de l'axe de l'hypocotyle, de la matière sèche non-azotée qui se trouvait dans l'hypocotyle au moment de l'amputation ».

L'absence des cotylédons ne provoquerait pas un déficit dans la formation radiculaire par le fait qu'ils ne livrent plus de substance formatrice, l'amputation

des cotylédons déterminerait une carence « alimentaire ». Si les substance formatrices sont déjà réparties le long de l'axe de l'hypocotyle au moment de l'amputation des cotylédons, cette amputation n'a pu que supprimer la réserve de matières nutritives (graisse, glucides, etc.) ainsi que la capacité d'apport d'oxygène dévolues au cotylédon.

Or, les recherches de R. Bouillenne semblent bien démontrer ce point de vue. En effet, s'il livre du glucose aux hypocotyles privés de cotylédons, il constate que ce glucose supplée, jusqu'à un certain point, à la carence alimentaire produite par l'amputation des cotylédons. Et, s'il donne aux hypocotyles amputés du glucose et de l'O_2 en excès (40 %), la néoformation se réalise alors *comme si les cotylédons n'avaient pas été amputés*. Ainsi donc le glucose + O_2 suffisent pour remplacer les cotylédons dans le processus de néoformation radiculaire (*l. c.*, p. 85).

Dans les expériences de R. Bouillenne, le glucose ne pouvait être utilisé par l'hypocotyle qu'à la condition de fournir un excès d'O_2 à l'hypocotyle se trouvant dans des conditions déficientes de respiration.

Le glucose et l'O_2 n'agissaient en rien comme agents de néoformation des racines, ils permettaient simplement à la plantule de trouver, dans le milieu, les conditions d'énergie nécessaires à la formation des racines nouvelles, quoique les cotylédons fussent absents. Les substances formatrices de racines étaient donc présentes dans l'hypocotyle et le glucose, en présence d'O_2 en quantité suffisante, leur permettait de manifester leur activité. Or, dans nos recherches, nous obtenons les mêmes résultats si nous donnons du saccharose et du carotène. Ainsi, glucose + O_2

ou saccharose + carotène se substituent à l'action cotylédonnaire au point de vue du nombre de racines néoformées, mais ne la dépassent pas.

En effet, les témoins pourvus de leurs cotylédons fournissent, dans nos différentes conditions de culture, 22 racines (exp. I) et 21,1 racines (exp. II), 20 jours après l'amputation des racines.

Si les cotylédons sont amputés, l'addition de caro-

Diagramme V.

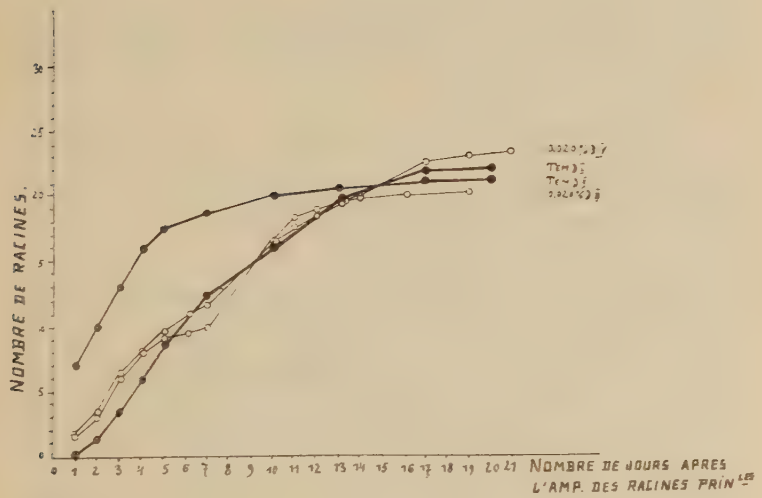


Diagramme récapitulatif, montrant que les témoins privés de racines, mais ayant conservé les cotylédons (diagrammes I et II) réalisent sensiblement le même nombre de racines de néoformation, que les sujets privés de racines et de cotylédons, mais ayant reçu du saccharose et 0,020 % de carotène (diagrammes III et IV).

tène + saccharose nous donne 20 racines (exp. III), 19 jours après l'amputation des racines principales et 23, 25 (exp. IV) 21 jours après cette amputation (diagramme V).

Il semble donc que la conclusion s'impose: dans nos expériences réalisées sur des hypocotyles inani-

tiés, le carotène a permis l'utilisation de l'apport de saccharose malgré le déficit de la quantité d'oxygène qui aurait dû être fournie aux hypocotyles par l'intermédiaire des cotylédons.

Le carotène a agi comme un corps intermédiaire fixant l'oxygène de l'air pour le céder aux cellules et leur permettre ainsi l'utilisation des glucides contenus dans l'hypocotyle.

Le carotène a donc suppléé à la fonction respiratoire des cotylédons amputés.

Des expériences sur la respiration de levures sont en cours dans les laboratoires de l'Institut Botanique de Liége et apporteront sans doute une confirmation ou une infirmation à notre conclusion provisoire.

En résumé, le carotène associé au saccharose peut remplacer complètement les cotylédons amputés, au point de vue de la néoformation radiculaire consécutive à l'amputation des racines.

Tandis que le saccharose supplée à l'interruption de l'apport alimentaire, le carotène supplée à l'interruption de l'apport d'O_2 normalement dévolu aux cotylédons et ainsi les néoformations radiculaires se produisent et évoluent tout comme si les cotylédons n'avaient pas été supprimés.

Nos recherches semblent donc mettre en évidence le rôle physiologique du carotène tel que l'avait déjà prévu Arnaud en 1889 (*l. c.*), lorsqu'il écrivait : « Dans ce premier travail, je me suis proposé surtout d'attirer l'attention sur l'intérêt qu'offre dans la feuille, une substance douée d'une avidité aussi grande pour l'O_2 que la carotine. A-t-elle quelque relation avec la chlorophylle? ou bien agit-elle indépendamment, tenue en dissolution dans le liquide huileux chlorophyllien, se comportant alors à la manière

de l'hémoglobine dans le sang? C'est ce qu'il est encore impossible de dire: ce qu'il y a de certain, c'est que la présence constante dans la feuille d'un carbure d'hydrogène pouvant absorber spontanément à l'air 24 % de son poids d'O_2, c'est-à-dire environ 200 fois son volume, doit solliciter des recherches des physiologistes, surtout en prenant en considération que dans la feuille vivante, malgré son oxydabilité, la carotine reste inaltérée et qu'il est fort probable qu'elle y subit des alternatives d'oxydation et de réduction, de telle sorte que sa proportion demeure à peu près invariable pour un espace de temps limité ».

Plus tard, en 1907, Willstätter et Mieg (*l. c.*) se sont ralliés à la théorie d'Arnaud.

En effet, pour ces auteurs, le fait que le carotène est si extraordinairement répandu dans les tissus végétaux implique qu'il doit jouer un rôle dans l'accomplissement de certains phénomènes vitaux. Ces auteurs s'arrêtent à deux hypothèses:

1° « il joue un rôle dans la fixation de l'O_2 et

2° il prend part à la respiration de l'O_2 ».

Cette seconde hypothèse qui avait été suggérée par Arnaud en 1889, était tombée dans l'oubli.

Mais, ajoutent Willstätter et Mieg : « elle nous paraît très claire car vis-à-vis d'un hydrocarbure non saturé,la fonction d'un transporteur d'oxygène se comprend...

L'hypothèse d'Arnaud gagne en vraisemblance par le fait qu'on trouve côte à côte dans les feuilles le carotène: C_{40} H_{56} et la xanthophylle: C_{40} H_{56} O_2.

Il est très possible que le carotène transporte l'O_2 et qu'également il en emprunte.

Dans la partie expérimentale, il est décrit que le

carotène absorbe l'O_2, tout comme la xanthophylle, jusqu'à ce qu'il devienne incolore.

D'après Arnaud le carotène à 70° C peut prendre 21 % d'O_2 d'après nos recherches, cette absorption est bien plus considérable, même à la température ordinaire, elle atteint notamment 36,5 % pour la xanthophylle et 34,2 % pour le carotène ».

Nos recherches semblent bien confirmer, sur le terrain physiologique, l'hypothèse d'Arnaud : le carotène joue le rôle de transporteur d'oxygène dans les plantules d'*Impatiens Balsamina* privées de leurs racines, pendant le jours qui suivent l'amputation.

RESUME

1° Le carotène offert aux plantules d'*Impatiens Balsamina*, au cours de la germination à l'obscurité, ne paraît pas avoir d'influence bien nette sur la marche du développement;

2° Si l'on prive la plantule de la touffe des racines principales, on observe, au cours du travail de réparation, une néoformation de racines que l'adjonction de carotène accélère. De même la croissance des cotylédons, de la gemmule et des feuilles est améliorée;

3° Cette influence se marque, que le carotène ait été fourni à la plantule intacte avant l'amputation ou à la plantule déjà amputée des racines principales;

4° L'influence du carotène ne se marque que si l'on permet à la plantule d'accomplir un surcroît de travail, autrement dit, si une dépense supplémentaire d'énergie est possible;

5° On peut donc supposer que dans les conditions

physiologiques normales, la plantule trouve l'optimum de carotène nécessaire à son développement d'où l'inefficacité (ou le peu d'efficacité) d'un apport de carotène;

6° Par les travaux de R. Bouillenne, nous savons que si l'on supprime les cotylédons et ensuite, après plusieurs jours, les racines, la néoformation radiculaire est à peu près nulle. L'administration de glucose ou de saccharose améliore la néoformation. L'administration de saccharose et d'O_2 en abondance (40 %) rend à celle-ci toute sa valeur;

7° L'administration de glucose ou de saccharose et de carotène aboutit au même résultat;

8° L'apport de carotène a donc eu la même influence que l'apport d'un excès d'O_2, sur l'importance de la néoformation radiculaire;

9° On peut en conclure que le carotène a permis à la plantule de fixer plus rapidement et plus abondamment l'O_2 atmosphérique;

10° Le carotène aurait donc agi comme transporteur d'oxygène, dans les conditions expérimentales où nous avons placé nos plantules.

Nous nous permettons de rendre un hommage particulier de gratitude à M^me^ M. Bouillenne et M^r^ D^r^ H. Welsch, pour les directives précieuses qu'ils n'ont cessé de nous prodiguer au cours de la mise en œuvre de ce travail.

(Institut de Botanique de l'Université de Liége, Laboratoire de Physiologie végétale.)

BIBLIOGRAPHIE

1. Arnaud, *C. R. Acad. Sc.*, CIX, 911, 1889.
2. Bouillenne, R. et Beltcheva, H., *Concentration des sucres totaux dans les boutures de* Salix *sp. et de Cacalia articulata.* (C. R. Soc. Biol., 109, 575, 1932.)
3. Bouillenne, R. et Went, F., *Recherches expérimentales sur la néoformation des racines dans les plantules et les boutures des plantes supérieures.* (Ann. Jardin botan. de Buitenzorg, XLIII, 1933.)
4. Chodat, R. et Schopfer, W. H., *Carotine et sexualité.* (C. R. Soc. Phys. et Hist. nat., 44, 176, Genève, 1927.)
5. Bouillenne, R. et Demaret, F., *Échanges respiratoires en fonction de l'hydratation chez* Bryonia dioïca; *tubercules mâles et femelles en période de repos.* (C. R. séances Soc. Biol., 24 juin 1933, t. CXIII, p. 1546.)
6. Bouillenne, M. et Bouillenne, R., *Les sucres solubles dans* Mercurialis perennis. (Bull. de l'Ac. roy. de Belg., Cl. des Sc. 21, 1935, n° 6.)
6*. Bouillenne, M. (Mme) et Lazar, O., *L'extraction du carotène de* Daucus carota *L.* (Soc. roy. des Sciences de Liége, 1935, n° 2.)
7. Euler, B. V., Euler, H. V. et Karrer, P., *Helv. Chim. Acta*, 12, 278, 1929.
8. Fodor, A. et Schoenfeld, R., *Biochem. Zeitschr.*, 233, 243, 1931.
9. Kohl, F. G., *Untersuchungen über das Carotin*, 1, 165, Leipzig, 1902. *Ber. d. Bot. Ges.*, 24, 39, 1906.
10. Kohler, F., *Complément sur la notion des réactions sexuelles chez le* Mucor Mucedo. (Planta, Arch. f. Wiss. Bot., 1 Märs, 1935.)
10*. Laibach, F., *Versuche mit Wuchstoffpaste.* (Ber. der Deutsch. Bot. Ges., Bd. LI, 9H, 386, 1933.)
11. Lederer, Ed., *Les Caroténoïdes des plantes.* (Act. Sc. et Ind., n° 137, 1934.) — *Les Caroténoïdes des animaux.* (Idem, n° 238, 1935.)
12. Noack, K., *Zeitschr. f. Bot.*, 17, 481, 1925.
13. Verne, J., *Les pigments dans l'organisme animal.* Doin, 1926.
14. Went, A. F. C., *Rec. Trav. Bot. Néerl.*, 1, 106, 1904.
15. Welsch, H., *Sur la distribution de l'eau, de la matière sèche et de l'azote au cours de la germination chez* Impatiens Balsamina *L.* (Protoplasma, XXII, n° 1, 125, 1934.)
16. Willstätter, R. et Mieg, W., *Liebigs. Ann.*, 355, 1, 1907.
17. Willstätter, R. et Stoll, A., *Untersuchungen über die Assimilation der Kohlensaure.* Berlin, 1918.
18. Zechmeister, L., *Caroténoïde*, 136-149. Berlin 1934.

Extrait des *Comptes rendus des séances de la Société de biologie.*
Société belge de biologie.
(Séance du 27 février 1937. — Tome CXXIV, année 1937, page 1008).

Culture de la « gomme des sucreries » en laboratoire. Influence de la « substance accessoire » sur la croissance de cet organisme.

Note de A. Monoyer, présentée par Ray. Bouillenne.

Dans une note publiée en novembre 1936, M. Saccheti (1) termine son exposé par la conclusion suivante : « On a procédé à une critique expérimentale des principales théories du mécanisme de production de gommes de la part du *Leuconostoc mesenteroides* et du *Bac. vulgatus* et on a tenté sans succès, en faisant varier les propriétés physiques, chimiques, physiochimiques et biologiques du milieu de culture de reproduire les conditions qui en pratique, donnent aux streptocoques lactiques la faculté de produire des gommes, faculté qu'ils perdent rapidement dans les cultures artificielles ».

Le but de notre publication est de signaler, au rebours des résultats négatifs rapportés par M. Saccheti : 1° qu'il est possible d'obtenir, en laboratoire, la formation de gomme et en quantités énormes ; 2° qu'après plusieurs années, ces gommes continuent à se développer vigoureusement sans marquer trace de dégénérescence ; 3° que ce développement intense peut être obtenu sans utiliser de jus de betterave. L'organisme désigné vulgairement sous le nom de « gomme des sucreries » est constitué par une partie centrale gommeuse contenant, d'une part les corps d'un bacille (fig. 1, en bas) *B. vulgatus* (Flügge) Migula et d'autre part des chapelets de cocci, décrits par Van Tieghem (2). Le nom valable de ces cocci seuls, est *Leuconostoc mesenteroides* (Cienkowski) Van Tieghem [voir Hucker et Pederson (3)].

Nous publions (fig. 2), une microphoto (× 2.000) de ces chapelets de cocci du *Leuconostoc mesenteroides* ; cette microphoto est, croyons-nous, la première qui en ait été réalisée : en effet la microphoto publiée dans le mémoire de Saccheti (1) sous le titre : *Leuc. mes.* (fig. 2, p. 532 du mémoire de l'auteur italien) ne peut représenter ces chapelets de cocci, le grandissement de 500, utilisé par Saccheti, ne permettant pas d'en déceler les cellules. Celles-ci sont bien plus petites que les diplocoques figurés par cet auteur, et forment, ainsi qu'on peut le voir, des chapelets disposés en mailles. La partie centrale bactérienne de la « gomme

(1) *Industria saccarifera italiana*, 1936, t. *11*, p. 529.
(2) *Ann. Sc. nat. bot.*, 1878, t. *7*, p. 180.
(3). *N.-Y. State agric. exp. St Geneva N.-Y. techn. Bull.*, 1930, t. *167*, p. 1.

des sucreries » est elle-même entourée d'une croûte de Levures (*Saccharomyces cartilaginosus* Lindner) bien distincte (fig. 1, en haut).

La « gomme des sucreries » constitue donc bien un complexe végétal formé par au moins trois organismes différents, comme cela est le cas également de beaucoup d'autres gommes, kéfir, tibi, etc., bien étudiées à ce point de vue par Ferry (4), Lutz (5), Khoury et Rist (6).

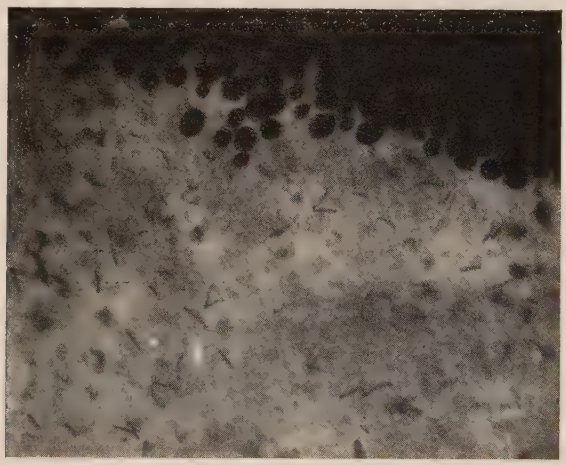


Fig. 1. — Gomme des sucreries. *Bacillus vulgatus* (Gr. = 600).

Beaucoup d'auteurs ont réalisé des expériences de physiologie et des dosages chimiques soit sur le complexe végétal [Jubert (7)], soit sur l'un de ses constituants isolé [Liesenberg et Zopf (8), Hucker et Pederson (3)], soit sur le complexe, dont vraisemblablement l'un ou l'autre des organismes constitutifs était « avantagé » par le procédé de culture utilisé au cours de l'expérience : il n'est pas possible, en effet, d'expliquer autrement les contradictions étonnantes qu'on relève dans près d'une centaine de mémoires publiés sur ce sujet et dont quelques-unes ont été très justement signalées il y a quelques mois par B. Kagan (9).

Cependant, on peut tirer de cette littérature, où sévit la synonymie la plus désagréable, quelques données ou hypothèses pré-

(4) *Rev. Myc. de Roumeguère*, 1893, t. *15*, p. 161.
(5) *Bull. Soc. Myc.*, 1906, t. 22, p. 96.
(6) *Ann. de l'Inst. Pasteur*, 1902, p. 65.
(7) *Bull. Im. de Kyiv*, 1875, t. 5, p. 22.
(8) *Beitr. Zeitschr. Physiol. u. Morph. nied Organismen*, 1892, t. *1*. Leipzig.
(9) *Journ. Microb. Acad. Sc. Ukr.*, 1934, t. *3 - 4*, p. 75.

cieuses concernant les conditions de formation de gomme des sucreries, les voici : « Le gommobacter (?) n'est pas un microbe strictement anaérobie, mais la présence d'oxygène à l'origine de la culture ralentit son développement » (Fernbach et Schoen) (10).

Rapprochant ces diverses données, on en arrive à concevoir le mécanisme de la vie d'un grain de « gomme des sucreries » de la manière suivante : la levure externe vit aux dépens du sac-

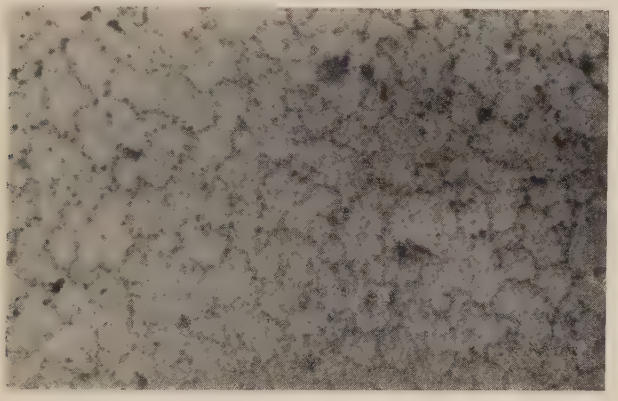


Fig. 2. — Gomme des sucreries. Chapelets de cocci du *Leuconostoc mesenteroïdes* (Gr = 2000).

charose et la croûte qu'elle forme protège le bacille du contact de l'oxygène ; le bacille, à l'abri de l'air, secrète une diastase qui dédouble le saccharose produisant le glucose (ou le lévulose) à l'état naissant, qu'il absorbe en le transformant partiellement en dextrane (Van Tieghem) ou en lévulane (Fernbach et Schoen). Nous basant sur cette conception, nous avons commencé par équilibrer, par un barbotage d'air (dont l'intensité appropriée a été obtenue par tâtonnements), le développement de la croûte-levure aérobie, par rapport au développement du noyau gommeux bactérien anaérobie.

Ainsi nous sommes parvenu à maintenir l'organisme en vie, mais sans augmentation de poids, pendant huit mois, en milieu eau (de la distribution) + saccharose 10 p. 100 ; ce sont des gommes ainsi préparées, c'est-à-dire ne marquant plus aucune augmentation de poids, qui ont servi aux expériences ultérieures. Ces expériences ont porté sur les milieux azotés usuels (Raulin, bouillon de viande peptoné, solution de Liezenberg et Zopf). Cependant dans ces conditions nous n'avons pu provoquer une aug-

(10) *C. R. de l'Acad. des sc.*, 1912, t. *155*, n° 1.

mentation de poids ; de plus ces milieux azotés étant semble-t-il, plus favorables à des microorganismes qui souillent la gomme (*Micrococcus aceti, Mucor,* etc.) qu'à la gomme de sucrerie elle-même, celle-ci dégénère rapidement et se liquéfie.

Cherchant à interpréter le piètre résultat de ces cultures, nous nous sommes souvenu, que les cultures de gommes réalisées avec grand succès tant dans certaines râperies belges (Bergilers, Viemme), qu'à Wanze, par M. Cambresier, inspecteur de ces râperies, aussi longtemps que l'on avait du jus de diffusion de betteraves, dégénéraient rapidement quelques semaines après la

Tableau I. — Expérience de juin 1936.

Gomme provenant de la sucrerie de Wanze, cultivée dans une solution saccharose à 10 p. 100 depuis octobre 1935 et n'ayant pas, dans ces conditions, montré un accroissement en poids (expérience précédente, dans une solution saccharose à 10 p. 100 sans substance accessoire).

Solution nutritive : saccharose à 10 p. 100, eau de la distribution.
*p*H initial 7.
Substance accessoire : figues.
T = 22°, à la lumière pendant le jour.
Liquide et substance accessoire changés toutes les 48 heures.

	Barbotage en godets profonds		
	pendant les cinq premiers jours	continu	
Jours	(gr.)	(gr.)	Remarques
1	2	2	
8	2,4	3,8	
11	3	4,5	*p*H après 24 heures 3,6.
14	3,47	5,6	
16	3,8	6,4	
19	4,4	7,85	
22	4,9	9,10	
25	5,3	9,5	
26	5,9	10,5	3 jours sans changer le liquide.
29	6,5	10	
30	6,7	10,7	
32	7,3	12,2	

campagne betteravière et disparaissaient dès le mois de février, lorsque les milieux devenaient artificiels et indépendant des cossettes (betteraves rapées). C'est pourquoi nous avons accueilli une hypothèse formulée par M. Cambresier, à savoir que, peut-être l'organisme rencontrait dans le jus normal de diffusion un élément s'y trouvant en quantité infinitésimale mais constamment renouvelé par le processus usinier.

Rapprochant cette hypothèse des observations suivantes faites par divers auteurs : « L'extrait de levure est essentiel à une croissance abondante de la plupart des types aromatiques (de

Leuconostoc) » [Orla-Jensen (11)]. « L'extrait de tomate agit similairement » [Mickle et Breed (12)].

« Rarement les races de *Leuconostoc* coagulent le lait sans l'addition d'une substance accessoire. Le genre *Leuconostoc* en entier se développe très lentement dans le lait si on n'ajoute pas de substance accessoire, etc... » [Hucker et Pederson (3)].

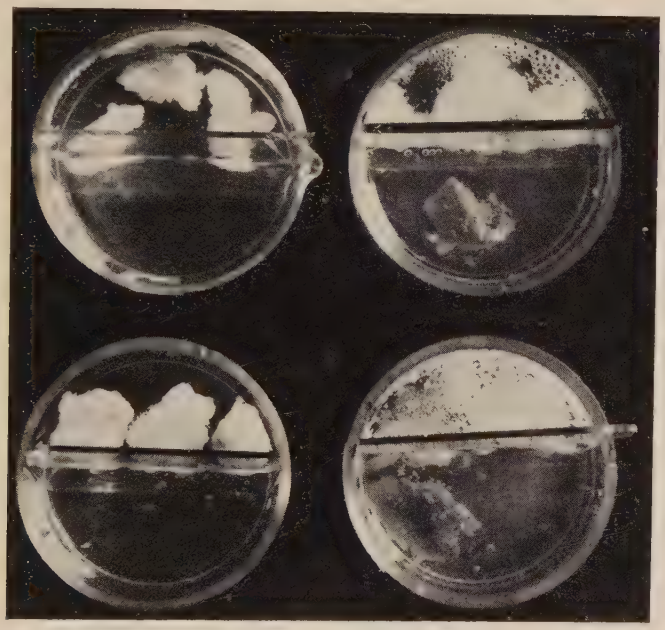


Fig. 3. — Expérience montrant le rôle de la « substance accessoire » dans le développement de la gomme des sucreries. Les godets de gauche servent de témoins; ceux de droite contiennent la « substance accessoire » sous forme d'un morceau de figue.

Nous basant d'autre part sur les données récentes concernant les substances de croissance qui existeraient dans certains fruits et levures (et vraisemblablement aussi dans le jus de diffusion) nous avons tenu à vérifier l'hypothèse de M. Cambresier et nous avons légèrement modifié en ce sens le milieu eau+saccharose 10 p. 100.

Nous avons donc essayé d'introduire dans le milieu des substances de croissance, autres bien entendu que celles contenues dans le jus de diffusion de betteraves, la saison ne le permettant pas ; sur les conseils de notre collaborateur J. Damblon, mycologue belge, nous avons utilisé des morceaux de figues. Dès lors

(11) *Mém. Acad. Roy. Sc. Lett. Dan. Sc.*, 1919, t. *5*, n° 2.
(12) *N.-Y. State agric. exp. St Geneva, techn. Bull.*, 1925, t. *110*, p. 1.

nous avons obtenu un résultat réellement frappant et qui semble confirmer notre manière de voir. On en jugera par le tableau 1 qui résume notre expérience. On constate donc que, en un mois, la gomme triple de poids dans le milieu avec substance accessoire mais sans barbotage et qu'elle a sextuplé de poids dans le même milieu avec barbotage continu.

Afin de rendre plus frappante l'influence de la substance « accessoire » nous avons réalisé l'expérience reproduite par la fig. 3. Dans quatre godets de verre contenant une solution de saccharose à 10 p. 100 nous plaçons 1 gr. de « gomme des sucreries ». Dans deux de ces godets (situés à droite) nous ajoutons, au milieu un morceau de figue (vers nous, sur la photographie). Le morceau de figue est séparé de la gomme par une cloison laissant diffuser.

Après quelques heures, on constate que de nombreuses bulles de gaz (indiquant une forte activité de l'organisme) se dégagent des gommes situées à droite, c'est-à-dire de celles qui peuvent recevoir par diffusion la substance accessoire. Au contraire, les gommes placées dans les godets de saccharose à 10 p. 100 non additionné de substance accessoire, ne montrent aucune activité, ce qui se traduit par l'absence de bulles gazeuses. Enfin nous citerons en terminant quelques chiffres caractéristiques.

Dans une expérience commencée en octobre 1935 nous avons placé 50 gr. de gommes des sucreries dans une solution de saccharose à 10 p. 100 régulièrement renouvelée. Après huit mois (juin 1936) la gomme avait tellement dégénéré qu'il n'en restait plus que 8 gr. Ajoutant alors au milieu de culture renouvelé tous les deux jours, un petit morceau de figue, ces 8 gr. de gomme ont prospéré à nouveau et en janvier 1937 nous obtenions 1 kgr. de gomme. Depuis, la quantité de gomme formée a été telle que nous avons dû nous résoudre à en jeter régulièrement la plus grande partie.

Ainsi nous avons nettement démontré les trois points que nous avions avancés au début de cette note.

Pratiquement, les résultats obtenus permettront à ceux qui se sont attachés à la lutte contre la « Kalamität für Zuckerfabriken » des auteurs allemands, le « Byez » des sucriers ukraniens et la « causa di perdite spesso ingenti di zucchero » de l'auteur italien, de travailler en laboratoire, pendant douze mois par an, un matériel sur lequel, jusqu'ici, il n'était possible d'expérimenter que pendant la saison betteravière.

(*Institut de botanique de l'Université de Liége, Laboratoire de mycologie.*)

Reprinted from Plant Physiology, 11: 509–534, 1936.

SALIENT FEATURES OF THE ROOT SYSTEM RELATIVE TO THE PROBLEM OF SALT ABSORPTION

P. Prevot and F. C. Steward

(with four figures)

Introduction

The problem examined and the system involved

Investigations on salt accumulation which utilize tissue derived from root systems have a double interest. Not only may they contribute to the elucidation of the mechanism of accumulation regarded as a problem of cell physiology, but also to the further question of the absorption of salts envisaged, not merely in terms of individual cells, but of the root as the most effective of salt absorbing organs. The former aspect has been discussed by Hoagland and Broyer (**10**), and the factors which determine the accumulation of inorganic salts by the cells of barley roots in particular have been outlined. This first discussion concerned only a composite mass of root material which, though accurately reproducible, still comprised cells at all stages of growth and development and of necessity no attempt was made to evaluate their relative efficiency in absorption or to localize along the axis of an individual root those regions most responsible for accumulation. It is the latter aspect of the general problem which is now to be discussed.

The extensive interest (**32**) in the gross morphology and growth of root systems under field conditions is clearly inspired mainly by their more conspicuous rôle of water absorption. In this connection it is generally recognized that the severe delimitation of the absorbing region for water—due to the presence of fat-impregnated tissues (endodermis, exodermis, or even cork) in the older portions of the root system—involves a clear connection between the ability of a root for growth and its efficiency as an absorbing organ. The maintenance of a root surface free from these restrictions is required. A similar general relation must obtain with respect to salts. With particular reference to water, the extent of the absorbing zone has been discussed notably by Popesco[1] (**16**), and, with emphasis upon anatomical and developmental features, by Scott and Priestley (**25**).

We are not here concerned with the extent of the absorbing zone for water apart from the expectation that, at least in so far as mere penetration of the superficial tissues is concerned, the absorbing zone for salts would be as restricted as that for water. Statements to the contrary (**7**), based solely upon the disappearance of solutes from external solutions without examination of the tissues of the root, probably fail to discriminate between the

[1] This paper may be consulted for citations to earlier work.

mere chemical reactions between ions of the solution and the deposits in cell walls or upon external surfaces and actual absorption by living cells of the root. The latter is the major problem. Structural features (**16, 25**) severely limit the absorbing zone for solutes which are unable to penetrate impermeable tissues. It is here that an adequate realization of anatomical features is essential. Since effective utilization by the whole plant demands entry of the salts into the stele, SCOTT and PRIESTLEY (**25**) rightly stress that, as in the case of water so also for salts, the anatomical status of the endodermis—with respect to the distribution of the completely suberized lamellae and passage cells—together with the extent and distribution of a completely suberized exodermis offers the clue to the problem, at least in so far as penetration of the tissues of the root is concerned. Suggestions concerning mere physical penetration may be derived by experiments involving dyes or qualitative color reactions for iron or nitrates, as the earlier workers implied, but it is clear that quantitative data, lacking when the survey referred to was made, are necessary to localize the zones of active salt accumulation. It will be recalled that while SCOTT and PRIESTLEY recognized that cortical cells may accumulate salts, they particularly emphasized the rôle of the endodermis which, they submitted, represents the functional absorbing surface for salts. As a prelude to entry into the stele, this tissue, it was supposed, accumulates the salts from the dilute external solution which, via the cell walls and intercellular spaces,[2] bathes its external surface. At that time there was little evidence (**25**, p. 129) that higher concentrations of a given ion could obtain in the stele than in the outer solution, though a gradient of total concentration, for which salts were not held to be chiefly responsible, seemed to be demanded by the problem of water absorption. It was supposed, therefore, that having accumulated the salts the endodermis lost them again internally. Lacking the recent evidence concerning the more definite effects of oxygen concentration in the salt relations of cells, attention was then directed to the possibility that, by analogy with some evidence drawn from the case of *Nitella*, the higher concentrations of carbon dioxide which may obtain within the stele might be responsible for the loss of solutes internally. Since that time, both with barley and squash, it has been observed repeatedly that the fluid obtained in quantity from within the stele may contain a given solute (KBr) in concentrations much higher than outside the stele (unpublished data of HOAGLAND and BROYER and of STEWARD, see also earlier work of ANDERSSEN, LAINE, SABININ, and STEWARD (**1, 13, 23, 29**). Quite apart from the rôle of cortex and of endo-

[2] The injection of intercellular spaces with liquid (a common feature of the cortex of roots grown in water and responsible for the translucent appearance described by POPESCO) may increase the effective area for diffusion (27) in the cortex, though not in the piliferous layer itself.

dermis respectively in the original absorption, since all solutes which enter the stele must surely traverse the endodermis, SCOTT and PRIESTLEY'S emphasis upon this tissue is to this extent justified. The possibility must be faced, however, that the movement into the stele producing the concentrations observed may be more than a mere passive movement and may itself demand physiological activity on the part of the tissue concerned. Only a quantitative approach can form a basis for the solution of these problems.

Not only upon histological grounds, but also upon the basis of current thought with reference to the mechanism of salt accumulation in cells, it is to be anticipated that the effective region where salts are not merely absorbed, but also accumulated, would be confined to a limited zone at the apex of the root. These views based on evidence derived from *Nitella* (**11**), from storage organs (**28, 29,** and references there cited), and from roots (**10**) have recently been summarized (**5**). Clearly one of the cardinal features of actively accumulating cells is a high metabolic rate maintained by the energy derived from aerobic processes and reflected in the active carbon dioxide production which ensues. This alone, however, may not be effective in salt accumulation if the cells in question have become fully mature, or even senescent, and are unable, by a recrudescence of meristematic activity, to recapture some metabolic process essential for active salt accumulation and apparently characteristic of cells which are rapidly growing and developing (**5**). In short, the normal trend of growth and development, which intervenes between meristematic cell on the one hand and fully expanded, highly vacuolated cell on the other, seems to be associated with a graded intensity of salt accumulation. Cells exhibit this property to the maximum degree when they are likewise at the height of their own active growth and development. This standpoint leads directly to the surmise that the tissues of the root may display a graded activity in salt accumulation determined by the stage of development they have attained. To supply the quantitative data which can alone reveal this fact, many of the experiments here described were made.

HOAGLAND and BROYER (**10**) emphasized the importance of an adequate realization of the nutritional status of the tissue. With tissue of a given age and state of development an initial low salt content is accompanied, under the experimental conditions used, by a high sugar content, and permits a very rapid subsequent absorption of salt. Hence this attempt to assign the effective accumulation to any specific region of the root has been made recognizing that this may be modified by the previous nutrition of the root system, which determines the salt concentration already attained, as well as by the rate of metabolism and by histological features.

Experimental results

Technique and materials

The basic procedure finally adopted resolved itself into the determination of the salt concentration attained, under conditions optimum for accumulation, by root segments the location of which on the axis was definitely known. The segments analyzed were isolated either before or after the absorption period, according to the objective, and a solute not normally present, namely, a bromide (KBr), utilized.[3] The technical difficulties demanded that this study be made only with reference to the bromide ion. However, in view of the evidence available in the papers already cited, the conclusions derived may be extended with safety to include cations.[4]

For practical reasons root segments, free from laterals, were used almost exclusively. An abundance of secondary and adventitious roots, which normally produces an efficient absorbing system and which is a conspicuous feature of the root systems in the condition described (**10**) in the former paper, merely replicates the potentialities of the root apex and for the purposes in question would have proved confusing. Unbranched roots available in large numbers (over 1000 roots were commonly used in a single experiment) and with the maximum length free from laterals were, therefore, desired. Of the roots which never branch, the one tried (hyacinth) involved difficulties apparent with many potential sources of material and will be referred to later. After preliminary examination of roots grown in water culture from bulbs or from the seeds of legumes or squash these plants were finally discarded, either because of the low order of absorption attained, the difficulty of obtaining a uniform population of roots, or troubles due to contamination with fungi. It is now evident that those plants with large fleshy storage organs, such as bulbs or cotyledons, introduce limitations due to the high content of salt already present in the roots, and, in view of the evidence by Hoagland and Broyer (**10**), this may be associated with a relatively low sugar content. As described by Steward (**29**), and Hoagland and Broyer (**10**), these factors combine to reduce the total absorbing capacity, and, therefore, in some cases (*e.g.*, onion), actual accumulation could rarely be detected in the young roots before the leaves had fully emerged. In the first work these low total absorption figures were regarded as inconclusive, but one may recognize here that for the future study of what may be termed "high salt" roots these

[3] The advantages of this solute and the analytical procedure (9) for its determination have been sufficiently emphasized in other writings and need no further reference here. To permit accurate determination of the smaller amounts of bromide special care was taken with the aeration procedure. Freshly standardized 0.001 N thiosulphate—standardized against KBr—was used in a burette, with an appropriate jet, graduated in 0.02 cc. but easily readable to 0.01 cc.

[4] See footnote to page 522.

plants may prove useful. Direct evidence that sugar was at least one factor in the minimal activity of these young roots may be derived from the observation that, both for *Allium cepa* and *Vicia faba*, roots excised from plants, the developing leaves of which had been exposed to light, absorbed more salt per unit weight than similar ones exposed only to darkness (table I). It is worthy of record that the roots derived from plants in the light

TABLE I

EFFECTS OF ILLUMINATION OF THE SHOOT UPON BROMIDE ABSORPTION BY THE ROOT

PLANT	GERMINATION CONDITIONS	FRESH WT. GM. PER 100 ROOTS	DRY WT. GM. PER 100 ROOTS	WATER CONTENT	ABSORPTION PERIOD	Br ABSORBED IN MILLIEQUIVALENTS PER 1000 GM. FRESH WT.
		gm.	*gm.*	*%*	*hours*	
Allium cepa	Light	2.28	0.093	96	24	5.4
	Dark	1.76	0.068	96	24	4.6
Vicia faba	Light	2.42	0.115	95	24	13.6
	Dark	2.00	0.095	95	24	11.7
	Light	2.35	0.120	95	24	14.4
	Dark	1.94	0.095	95	24	11.4

were consistently greater in fresh weight per unit length of root and seemed to be composed of larger cells.

Of the dicotyledon roots examined, the secondary roots of *Vicia faba* and roots from cotton (*Gossypium*) plants were the most promising material and some confirmatory evidence derived from these plants is quoted. The difficulty of obtaining a constant supply of uniform roots caused us to reject the relatively thick unbranched roots which can be developed on cuttings of woody plants (*e.g., Salix*) in moist air.

The principal experimental material finally chosen was derived from roots of seedling barley plants (*Hordeum vulgare*) of the strain utilized by HOAGLAND and BROYER (**10**) and was restricted to primary roots and those adventitious roots which are always present in the embryo before it germinates and which are identical in structure with the primary root.[5]

[5] It is common knowledge (2) that after the development of the first roots from initials present in the embryo of barley, adventitious roots are produced in conjunction with tillers. These are much thicker, differ in anatomical features, and remain unbranched for several inches. The long unbranched roots which were used in this work must be clearly distinguished from these adventitious roots which form later and which were not employed. Reference may be made to BRYANT (6) for some anatomical data on barley roots and a description of the effects of aeration. It will be seen by reference to a recent work upon the Gramineae (2) that comprehensive studies of the anatomy of the roots of barley as affected by environmental conditions are lacking.

The germination technique outlined in the preceding paper (**10**) was utilized and then the uniform seedling plants were transferred, when 2 or 3 days old, in a compact layer to a cheese cloth screen above a deep dark tank containing either distilled water or HOAGLAND'S nutrient solution.[6] In this way healthy, long, straight roots free from laterals for distances in excess of 6 cm. could be obtained in large numbers. By controlling the period in distilled water or the nutrient solution roots of the high salt or low salt type could be produced at will. Healthy, actively accumulating roots can be grown even in distilled water[7] for a considerable time (up to about 15 days). If unduly prolonged this treatment affects the efficiency of the apical region; although that of the more mature tissues persists. It is worth emphasizing that the technique used on the roots, by the authors of the preceding paper (**10**), fostered copious branching, whereas the technique used by the writers tended to suppress the formation of laterals. Granted that the lateral roots virtually duplicate the problem presented by the apices of the unbranched segments, it is clear that the data in this paper permit the probable distribution of the salt absorbed by the whole root system (**10**) to be described. This was a not inconsiderable factor in the choice of experimental material, which was also influenced by the known adaptability of barley roots to water culture. A further point requires emphasis. Since barley, in common with most of the monocotyledons, is free from secondary growth, the attempt to correlate the absorbing and accumulating regions with the progessive maturation of cells and tissues from the growing region was not complicated either by the early development of cambium in the growing roots or by the incipient formation of a cork meristem in the isolated root segments occasionally utilized. Almost exclusively, excised roots have been used. It has to be recognized that the activity of an excised root of barley is not maintained indefinitely under our conditions. The work of HOAGLAND and BROYER (**10**), confirmed in the present examination of root segments, revealed that after some hours (approximately 50 to 60 in the present study), a decline, apparently irreversible, in the absorbing capacity occurred. Experiments described in the text show that this point was appreciated in the experiments dealing with the localization of the accumulating region and the major conclusions have been derived from experiments concerned with the period preceding the decline referred to.

[6] $Ca(NO_3)_2$ ..... 0.005 M
KNO_3 ..... 0.005 "
$MgSO_4$ ..... 0.002 "
KH_2PO_4 ..... 0.001 "

[7] The familiar "toxicity of distilled water" is not here in question. Water of the exceptional purity to possess these toxic properties would not retain them in contact with so large a quantity of living tissue.

The only other technical details concern the isolation of the root segments and the conditions adopted for absorption. In all cases the small root segments were cut transversely[8] by hand with a sharp safety razor blade from small batches of roots laid parallel, in a single layer, with their apices alongside. Previously, two brief washings with distilled water removed surface contamination from the bromide solution, and those roots awaiting cutting did so in distilled water. After cutting, the roots were surface dried with drying paper, and subsequently both the fresh and dry weights of the samples were recorded. These operations need considerable care to avoid unnecessary manipulation, or actual loss of sap, but the reproducibility of the blotting technique may be recognized from the estimation that the error in the fresh and dry weights of comparable samples did not exceed 5 per cent. The somewhat greater error in cutting the segments is mainly eliminated by expressing the salt content per segment, not in absolute terms, but per unit fresh weight. The ashing procedure demanded by the bromine determination was done in an electric furnace in the presence of caustic soda.[9]

The bromide content of the roots is expressed as milliequivalents per 1000 gm. fresh weight. Since the water content of the roots is high (over 90 per cent.), this may be compared directly as a concentration with that of the external solution. Only very special purposes and precision greater than that necessary in this paper would demand the calculation of concentrations of absorbed salt in terms of the actual water content of the tissue. The absorption experiments were conducted by growing the roots in a 0.005 M KBr solution with a rapid stream of air in excess of that actually demanded by the needs of the tissue. Both the aeration vessels described by ROSENFELS (**22**) and jars containing coiled perforated block tin aerators have been used. Respiration determinations have not been made in this first part of the problem, though they will be clearly desirable in the future.

THE EXTENT OF THE ABSORBING SURFACE

Examination confirmed that the roots of barley grown in water culture had no suberized superficial tissues even at the level where laterals appeared. All the cells external to the stele were therefore in free contact with the external solution. Some experiments were made to verify the perhaps obvious presumption that salt could enter the superficial tissues over the whole surface of the root. In these experiments the question of accumulation after

[8] No attempt was made to determine the radial distribution of the most actively accumulating regions. For some reference to this problem on the basis of qualitative experiments, see POPESCO (**16**, figs. 22–25).

[9] Caustic soda is preferable to sodium peroxide, especially where dry tissue is concerned.

TABLE II

COMPARISON OF THE BROMIDE CONTENT OF ROOT SEGMENTS CUT BEFORE AND AFTER ABSORPTION*

PLANTS	SEGMENTS CUT BEFORE ABSORPTION		SEGMENTS CUT AFTER ABSORPTION	
	REGION (0 = APEX)	Br MILLIEQUIVALENTS PER 1000 GM. FRESH WT.	REGION (0 = APEX)	Br MILLIEQUIVALENTS PER 1000 GM. FRESH WT.
Barley 6 days old	0 to 4 cm.	33.4	0 to 4 cm.	29.7
	4 cm. to end	30.0	4 cm. to end	32.9
Barley 14 days old	0 to 3 cm.	27.5†	0 to 3 cm.	30.1
	3 to 6 cm.	32.7	3 to 6 cm.	30.0
	6 to 9 cm.	30.8	6 to 9 cm.	31.1

* Absorption period: 15 hours in 0.005 M KBr solution.

† There was some apparent injury to the tissue in this case.

penetration was not a principal concern and hence the root segments analyzed were comparatively large—too large, in fact, to reveal the longitudinal gradients of accumulation to be discussed in a subsequent section. To facilitate the analytical procedure "low-salt" roots grown in distilled water and capable of marked salt accumulation were used.

The three types of procedure used were as follows:

1. Segments were cut from the barley roots *before* they were immersed in 0.005 M KBr solution, and after an appropriate period in this solution they were analyzed for bromide. In this case the salt might penetrate via the cut ends (*e.g.,* by the vessels or large, central, vessel-like cavity) or the external piliferous layer. The contribution of the transverse surfaces exposed, in comparison to the total surface, was small.

2. Similar roots were immersed for an identical period but in this case the entire length free from laterals remained intact. Subsequently they were subdivided into lengths identical with those in the preceding treatment and analyzed for bromide. This comparison was made for two separate series which involved plants of different age, namely, 6 days and 14 days (table II). It will be evident from the tables that all the root segments absorbed bromide, and equally so, whether they were present in the intact root or were isolated from it previously. This result strongly suggests that the effect of transverse cuts is negligible and that, granted contact with the bromide solution via the external surface, this solute can penetrate to all portions of the root which can absorb it and that no advantage accrues from contact of the older segments with the younger, or from the direct contact

of cortical cells, not bounded by a piliferous layer, with the external solution. The absence of intercellular spaces injected with liquid in the latter tissue does not therefore restrict penetration appreciably.

3. As a further proof that bromide penetrates freely through the external surface of the root and that neither the cut ends of the root nor the apex are more efficient for penetration than the intervening region, the third procedure, which exposed only a median zone leaving the proximal and distal ends out of direct contact with the bromide solution, was adopted. Long unbranched roots (6 cm.) were bent into a loop, their cut ends and apices penetrating a thin agar plate, (fig. 1) which prevented contact between

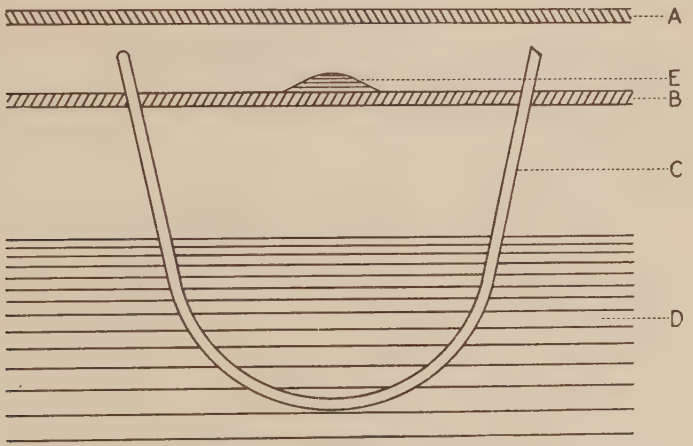


FIG. 1. Illustration of method of studying the surface available for absorption by roots (see table III): *A*, glass plate; *B*, agar plate; *C*, root; *D*, potassium bromide solution; *E*, drop of water.

the apex or cut end and the bromide solution. The bromide content was determined separately upon the median portion in direct contact with the solution (1.5 to 4.5 cm. from apex) and the combined proximal and distal remnants. Comparison was then made with control root pieces entirely immersed in the usual way and subsequently cut into segments of the same size. In the roots treated by the procedure of figure 1 some bromide migrated into the proximal and distal portions which were not in direct contact with the bromide solution. It can be shown that if this bromide had remained in the median segment it would have had bromide content almost identical with that of the roots completely immersed. In other words, as much bromide passed through this portion of the root surface by one procedure as by the other. In the roots totally immersed, the available surface for bromide penetration was the whole root surface (the volume for accumulation the same in both cases),

TABLE III

THE ROOT SURFACE AVAILABLE FOR SALT ABSORPTION

EXPERIMENT	ABSORPTION* CONDITIONS	ROOT SEGMENT	BR ABSORBED IN MILLIEQUIVALENTS PER 1000 GM. FRESH WT.
A	6 cm. of primary root immersed	Median 1.5 to 4.5 cm.	18.8
	Median zone only immersed	Median 1.5 to 4.5 cm.	11.2
		Median, but corrected for Br which migrated	17.2
B	6 cm. of primary root immersed	Median 1.5 to 4.5 cm.	24.0
	Median zone only immersed	Median 1.5 to 4.5 cm.	16.8
		Median, but corrected for Br which migrated	22.9

* Roots from barley plants 12 days old grown in distilled water. Absorption period: 16.3 hours in 0.005 M KBr solution.

and therefore the total absorption was greater than in the case illustrated in figure 1. These facts can be discerned in table III. The data also imply that in these detached roots the bromide can reach the accumulating cells more readily by direct penetration of the external surface than it can by longitudinal migration from bromide solutions applied at other points along the root axis. The absorbed bromide is mainly in the cortex and if the movement which does occur is restricted to that unspecialized tissue this result would be intelligible.

These results can be summarized by saying that for barley roots grown in water culture the whole root surface between the apex and the emergence of secondary roots represents a potential absorbing surface for salts. This is in harmony with the complete absence of suberized superficial tissues. Data are not available for unbranched roots *with* a suberized exodermis. In roots previously deprived of salts, bromide can be accumulated even at distances exceeding 5 cm. from the apex at which level, in *these "low-salt" roots especially,* the endodermis is completely suberized and has much thickened radial and inner tangential walls. Whether the salt accumulated by the cortical cells at this level can be available for the tissues within the stele is an open question.

Distribution of accumulation in roots

The aspect of the problem which involves the distribution of accumulation in roots is in many respects the most important one. It follows that in the immersed roots just discussed the bromide solution can penetrate freely to the accumulating cells, and that any differences of concentration attained along the longitudinal axis reflect the capacity for accumulation in the cells concerned, and that the factor of penetration of the superficial tissues need not be considered further.

The data of tables IV, V, VI, VII, and VIII comprise the results of absorption experiments in which the roots were cut into segments at the end

TABLE IV

Distribution of absorbed bromide in segments of roots* from "low-salt" plants

Absorption period	Distance of segment from apex					
	0–1 cm.	1–2 cm.	2–3 cm.	3–4 cm.	4–5 cm.	5 cm.–end
hours	Br in milliequivalents per 1000 gm. fresh weight					
5	14.2	.....	13.2	11.3	.....	9.2
10	31.8	23.6	16.4	13.2	13.8	14.6
24	49.5	40.8	34.5	33.4	29.5	30.2
30.3	51.5	47.8	37.9	33.9	32.6	26.4†
47	62.8	59.2	50.5	37.4	.....	.....
101	49.2	22.6	14.3	16.1	24.7	24.0

* Barley roots from plants 9 days old grown in distilled water. External solution for absorption period: 0.005 M KBr.

† Value open to question.

TABLE V

Distribution of absorbed bromide in segments of roots* from "high-salt" plants

Absorption period	Distance of segment from apex			
	0–1 cm.	1–3 cm.	3–5 cm.	5 cm.–end
hours	Br in milliequivalents per 1000 gm. fresh weight			
9	15.8	9.65	7.85	.....
23	20.0	13.90	12.50	13.6
50.5	27.1	22.70	19.10	.....
79	29.3	22.90	17.70	.....

* Barley roots from plants grown 15 days in nutrient solution. External solution for absorption period: 0.005 M KBr.

TABLE VI

DISTRIBUTION OF ABSORBED BROMIDE IN SEGMENTS OF ROOTS* OF LOW ABSORBING CAPACITY

ABSORPTION PERIOD	DISTANCE OF SEGMENT FROM APEX				
	0–1 CM.	1–2 CM.	2–3 CM.	3–4 CM.	4–5 CM.
hours	Br in milliequivalents per 1000 gm. fresh weight				
10	4.27	3.78	1.91	1.34	.....
65.3	14.4	10.2	7.92	2.79	2.62

* Barley roots from plants grown in half-strength nutrient solution. External solution for absorption period: 0.005 M KBr.

TABLE VII

DISTRIBUTION OF BROMIDE IN DIFFERENT SEGMENTS OF ROOTS* OF *VICIA FABA*

ABSORPTION PERIOD	DISTANCE OF SEGMENTS FROM APEX		
	0–2 CM.	2–4 CM.	4–6 CM.
hours	Br in milliequivalents per 1000 gm. fresh weight		
24	10.5	7.45	7.10

* Roots from plants grown in sand irrigated with distilled water.

TABLE VIII

DISTRIBUTION OF BROMIDE IN DIFFERENT SEGMENTS OF ROOTS* OF *GOSSYPIUM* SP.

ABSORPTION PERIOD	DISTANCE OF SEGMENTS FROM APEX				
	0–1 CM.	1–2 CM.	2–3 CM.	3–4 CM.	4 CM.–END
hours	Br in milliequivalents per 1000 gm. fresh weight				
20.3	22.0	12.1	7.75	7.35	7.35

* Roots from plants grown in nutrient solution. External solution for absorption period: 0.005 M KBr.

of the absorption period. It will be observed that the longitudinal distribution of accumulation has been assessed for plants with both the "high-salt" and "low-salt" type of nutrition, referred to previously, and also at various times after the roots were excised and introduced to the absorption conditions.

In table IV, for plants of the "low-salt" type, which ultimately absorb bromide to high concentrations, a pronounced longitudinal gradient of accumulation along the axis of the root is evident (fig. 2[10]). The highest

[10] Note that in the figure the sap concentrations are plotted at the mid-point of the segment concerned. The curves were drawn to give a smoothed fit.

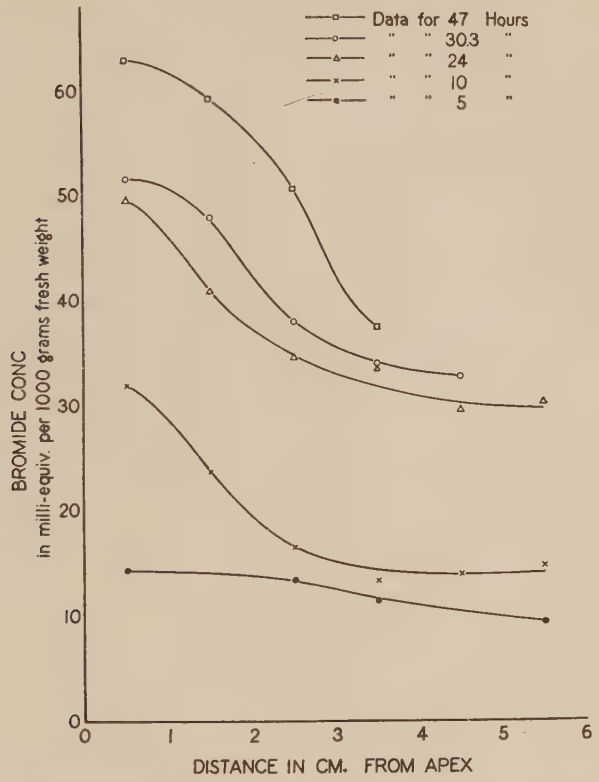


FIG. 2. Distribution of bromide in primary roots. (See table IV).

concentrations were attained in the samples nearest the apex (their mid-point at 0.5 cm. from the tip), and they decrease progressively and consistently[11] to the oldest tissue examined. It should be stressed that this effect is discernable at the earliest periods when samples were taken, and it persists consistently throughout. Subsequent to 47 hours and prior to 101 hours, the onset of the decline mentioned earlier in this paper causes actual decrease in the bromide content of the tissue samples, and not till then do irregularities appear in the series.[12]

By contrast with table IV, the data of table V refer to roots of the "high-salt" type. This explains the lower concentrations of bromide which were attained. To compensate for this, larger tissue samples were necessary, and, to avoid a too unwieldy total number of roots, these had to be obtained by

[11] Irregularities arise only when the apical region is definitely injured by nutritional or other causes.

[12] Examination of the roots before and after the experiment revealed that a progressive suberization of the endodermis occurred during the experiment so that the stage definitely recognizable at 4 cm. from the tip before the absorption period had encroached to 0.5 cm. by the end of it.

increasing the size of the segments. Even so the evidence for the longitudinal gradation of accumulation is clear from the earliest period (9 hours) to the latest (79 hours).

It is evident that the graded activity in accumulation, which coincides with the progressive development of cells and tissues along the axis of the root, *surmounts those factors of sugar content, previous salt nutrition, etc., which determine the total level of salt absorption attained.* An extreme example of the persistence of this gradation of activity can be derived from one set of data (table VI) obtained from roots which effected so little total absorption that the primary purpose of the experiment failed. These roots were obtained from plants grown in nutrient solution for 15 days and were excised when the plants were probably unusually low in sugar (4 A.M., and after a period of relatively dull days). It may be noted that, although the tissue (which was analyzed after intervals of 4, 10, 14, 30, 58, and 65 hours) increased progressively in its bromide content, it merely attained, in 65 hours, a level of concentration which the active tissue used in the experiment of table IV reached in 5 hours. Whatever the ultimate explanation of the low total absorption, the interesting point is that the segments nearest the apex retain, relative to those more remote, their greater activity in salt accumulation. This was also evident at other intervals than 65 hours and it should be noted that only in those segments near the apex did actual accumulation occur. In other words, where the special features of the root do not permit it to accumulate salts throughout its whole mass *this may still be possible near the apex where new growth can occur.* This was also evident in those earlier experiments described with roots from other plants in which only low total absorption was attained. The figures (table VII) obtained with the secondary roots of *Vicia faba* illustrate this point. Of particular interest concerning the gradation of accumulation normally operative in roots growing under standard conditions of water culture with aerated solutions are the data supplied for cotton plants (table VIII). The roots were obtained from plants growing successfully in the greenhouse for other purposes, and they again revealed a similar longitudinal gradation of salt accumulation—albeit associated with the relatively low degree of accumulation which would now be anticipated from the high level of nutrition they received during growth.

The fact of the longitudinal gradation of accumulation[13] is then established as a general property of roots, and this persists concomitant with either a high or a low total capacity for salt absorption determined by other variables.

[13] Since the completion of the work here reported Mr. J. A. HARRISON of Birkbeck College, University of London, has collaborated with the authors. By the application of a quantitative spectroscope technique it has been possible to demonstrate the longitudinal gradation of accumulation of potassium in barley roots, and also of rubidium absorbed during experiments similar to those in this paper.

Figure 3 correlates the principal anatomical features of barley roots grown in water with their activity in salt accumulation. The horizontal histograms represent at three selected levels (data in tables IV and V at 24 and 23 hours respectively) the absorption by roots of both the "high-salt" and "low-salt" type. The distribution of stele and cortex at these levels may be discerned in the scale diagrams shown[14] and the status of cortex (nos. 1, 2, and 3) and of stele (nos. 4, 5, 6, and 7) is apparent from the scale diagrams, which were obtained from camera lucida drawings at the magnification indicated on the figure. Root hairs are omitted from the diagrams, although they were plentiful on the roots used—especially those grown in full nutrient solution. For a further discussion of these structural features and for some data relative to the longitudinal plane, the section headed histological evidence may be consulted.

Interrelations in the effects of nutrition, sugar content, time, and developmental factors

From the paper by Hoagland and Broyer (**10**) it is clear that roots of the "high-salt" and "low-salt" types differ greatly in their sugar content. The probable rôle of sugar as a determinant of the observed longitudinal gradation of salt accumulation must be considered. Direct evidence of the efficacy of an external supply of sugar may be seen in figure 3, which also serves to re-emphasize the form of the absorption/time curves usually obtained in this work with the excised roots (fig. 4 and tables IV and V). With a slight lag, probably due to the time taken for sugar itself to penetrate, the low total absorption of the "high-salt," low-sugar roots used in this experiment was raised almost exactly to that of the "low-salt" roots by an external sugar (glucose) concentration of 2 per cent. This suggested that an external sugar supply might raise the absorption obtained by the roots of bean, onion, etc., to the order of that of the sugar-rich, "low-salt" barley roots. Although 2 per cent. glucose in the external solution raised the absorption from 8.75 to 12.3 milliequivalents per 1000 gm. fresh weight in secondary roots of *Vicia faba,* the high values characteristic of the barley plants referred to were not realized. From the data of figure 4 it is also clear that the factors responsible for the ultimate decline of excised barley roots are not such that they can be corrected by an external supply of sugar. On the contrary, there is evidence that, despite their low sugar content, the "high-salt" roots are able to continue absorption (albeit at the low level characteristic of them) for a still longer period.[15] The onset of this decline, which is accentuated by the extensive sugar metabolism (**10**) in the "low-

[14] Note that the longitudinal and transverse scales are different.

[15] Since the data for potassium are lacking it is not possible to state how much of the bromide absorbed was accompanied by potassium. Data for potassium content would have given precision to the term "high-salt" roots and permitted a closer comparison between these data and those in the earlier paper than is now possible.

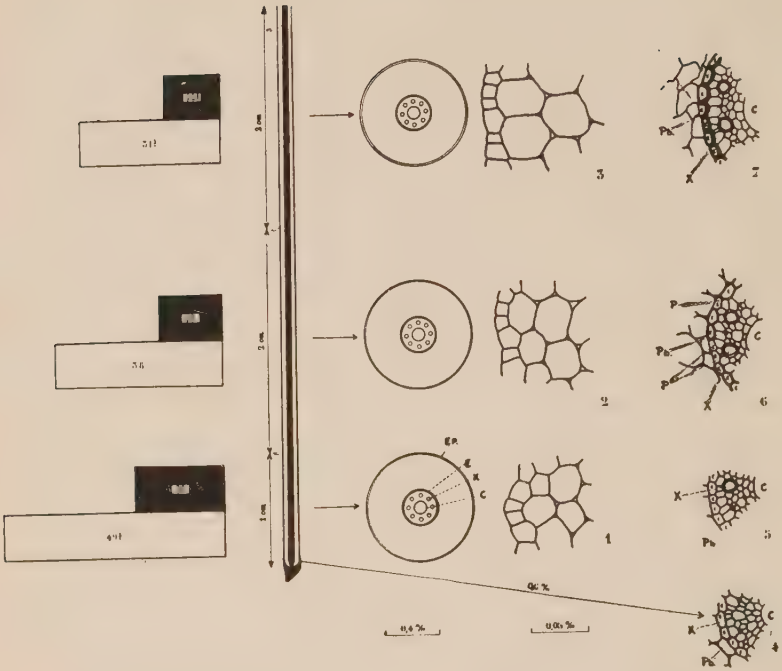


FIG. 3. Right, anatomy of barley root ("low-salt" type), at different distances from apex, in relation to bromide accumulation. Nos. 1, 2, 3, cortex and piliferous layer without suberized exodermis. No. 4, 0.6 mm. from root apex. Differentiation of vascular strands quite evident. No. 5, 5 mm. from root apex. Unsuberized endodermis. No. 6, 1 to 3 cm. from root apex. Endodermis suberized but with passage cells opposite xylem groups. No. 7, 3 to 5 cm. from root apex. Endodermis suberized, without passage cells, and, at extremity of segment, also thickened. *Ep*, piliferous layer; *E*, endodermis; *X*, xylem; *Ph*, phloem; *P*, passage cell; *C*, central cavity (axile vessel).

Left, ▭ "low-salt" roots: bromide absorbed by segments; data of table IV;
▬ "high-salt" roots: bromide absorbed by segments; data of table V.

salt" roots and appears with some consistency at approximately 60 hours with barley, must be conditioned by some factor *peculiar to excised roots,* and until this can be completely specified it must suffice to contrast it with the maintained ability for absorption of attached roots—a property which must surely be identified with their continued growth as well as with the translocation of salt from root to shoot referred to by HOAGLAND and BROYER (10). It is not unreasonable that the "low-salt" excised roots from plants on the verge of actual deficiency symptoms would be the more quickly limited in regard to continued growth than those of the "high-salt" type.

At this point a comparison[16] with the form of other similar curves may

[16] The root experiments in this section were made by withdrawing random samples from a composite batch of root material at the times stated. They were not made only on uniform roots free from laterals as heretofore.

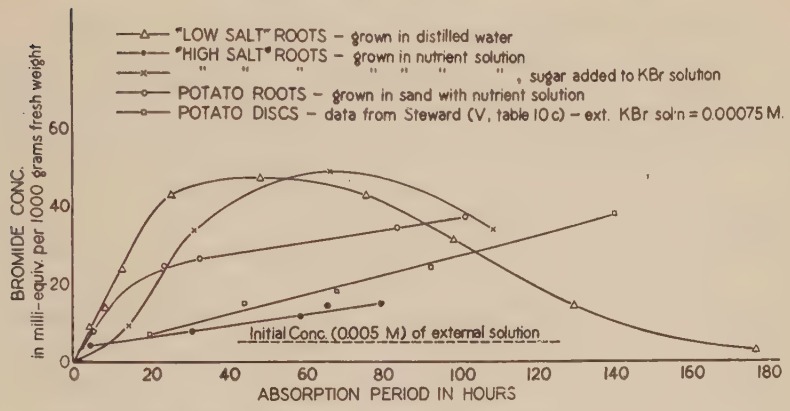


FIG. 4. The effect of time on bromide accumulation-results for tissues.

be profitable. In figure 4 data for potato discs in much more dilute solution (0.00075 M KBr) are plotted (**28**, p. 230). The potato discs are clearly constituted of cells already high in salt, and which maintain their supply of soluble carbohydrate from starch hydrolysis, and are known to be capable of a renewed and protracted activity in growth which eventually (and especially if the tissue is in moist air) culminates in cell division. The slope and general similarity between this curve and that for barley roots of the "high-salt" type requires little comment. Surely both reflect the maintained and progressive activity of the constituent cells at a level fixed alike by their sugar and initial salt content, oxygen supply, and their ability to continue the processes of growth. The similar curve, also shown in figure 4 for potato roots from plants grown in sand culture, suggests two distinct phases. In the first phase (complete by 24 hours) a rapid increase of bromide concentration is reminiscent, though less striking because the nutrient conditions were not so extreme, of the "low-salt" barley roots. The implication is that in both cases (potato roots and "low-salt" barley roots), during the first phase of contact with the potassium bromide, the "low-salt" condition in the initial tissue (now known to be associated with high sugar content) permits a more rapid salt entry than would otherwise obtain. In this first phase, which is really determined by the conditions during previous development, further growth and development of the root cells probably plays but a minor rôle. The second phase is clearly homologous with the behavior in time of the tuber tissue, and of the "high-salt" barley roots and must surely be identified with the slow but maintained processes of growth at least until over 100 hours. During this period the *average concentration* of the reference element (bromide) *in the whole tissue system*[17] increases steadily as successive cells mature, thus increasing the proportion of tissues which have passed through their most active periods of salt accumulation in the presence of

[17] This must be clearly distinguished from the total content of salt in the root system.

bromide. Apart from the failure of some fundamental aspect of the vital machinery,[18] the roots of the "low-salt" type would have shown, after their first rapid intake, either a similar slow but progressive increase in the average bromide concentration or, alternatively, a steady average concentration (the maximum attainable) in which the high concentrations in new cells developing in contact with bromide counteract the declining concentration of those more mature. In other words, the rapid onset of decline, particularly evident in roots of the "low-salt" type, is probably associated with the failure of those very attributes of growing cells which, both in the apex of the root and at the cut surface of storage tissues (**5, 29**), determine their conspicuous ability for salt accumulation, and it is therefore in harmony with the general thesis here outlined. Further confirmation is obtained when the data of table IV are plotted as time curves when it becomes clear that the apical segments, where the capacity for growth lingers longest, retain their salts until somewhat after the onset of decline in the older tissues.

Since excised roots can remain capable of protracted growth, and presumably of salt accumulation, for almost indefinite periods in sterile nutrient solutions, or on agar, containing sugar and yeast extract (**20, 21, 33, 34**), the question arises whether yeast extract would have any effect upon salt accumulation by excised roots of barley and particularly their apical segments. Briefly, in these relatively short experiments, no effects on salt accumulation due to yeast extract have yet been observed which could not be ascribed to its sugar content.[19]

Experiments were done to ascertain the effect of sugar upon the longitudinal gradation of accumulation. These admittedly suffered from the use of too large individual segments (4 cm.) and are not given in detail. Although positive effects due to sugar were obtained (6-day-old plants), they did not alter the relative efficiency of the different segments (0 to 4 cm., and 4 to 9 cm.), but, instead, raised the capacity for absorption of the root as a whole. Indeed the very fact that the longitudinal gradation of accumulation is most pronounced when the roots have highest sugar content and show least response to an external sugar supply ("low-salt" roots) eliminates the possibility that this gradation is due merely to a similar gradient of sugar concentration in the cells.

Distribution of metabolic activity

One further clue to the metabolic basis for the observed gradation of accumulation in the root can be derived from the fact that the regions of most active accumulation apparently exhibit the greatest avidity for oxygen.

[18] This condition is not to be confused with death since the cells in question may still produce carbon dioxide (10) and complete loss of solutes only appears at a later stage of decline.

[19] No reflection upon the validity of White's work (33, 34) is here intended.

This may be observed readily by an indirect procedure based on observations of LUND and KENYON (**14**). The apical region of roots of barley, as used in this work, stains deeply with methylene blue,[20] whereas the older tissues stain lightly and more superficially. The deep staining of the apical region responds to external conditions, but not so the superficial stain further back. In oxygen-free water, in nitrogen or a vacuum, the apical segment rapidly becomes colorless, and transfer to air proves that this is reversible. In heat-killed tissue, on the other hand, the deeply stained apex is unaffected by an anaerobic environment. These simple tests strongly suggest that the apical segment is a center of more intense oxidation (reducing the dyestuff under anaerobic conditions) than the older tissues. In view of the emphasis recently placed upon the relation between accumulation and *aerobic* metabolic processes (**28, 29, 30**) this has particular significance. So much so that confirmation by direct oxygen measurements, not yet available, would be of value.[21] LUND (**14**) and his coworkers believe that electrical measurements which can apparently be correlated with oxidation also indicate the gradation of metabolic activity along the axis of the root.

HISTOLOGICAL EVIDENCE

The previous paragraph offers tentative but direct evidence in support of the presumption that the region of greatest activity in accumulation is also conspicuous for its activity in metabolism. However, histological evidence is adequate in support of this position.

Practical considerations prevented the use of root segments shorter than 1 cm. Even so, satisfactory analytical data demanded very large numbers of roots. It will be recalled that even a distance of 1 cm. behind the apex includes not only the meristem but also the first and the most conspicuous stages of cell extension. Current views no longer restrict entirely the cell divisions to the apical meristem (**18**) but recognize that cells which have already enlarged and become conspicuously vacuolated may still remain capable of division, though they do so only infrequently. The apical segment, therefore, where the activity in accumulation is most intense, comprises a limited zone of conspicuous cell division but is mainly composed of cells in which growth by extension predominates over division and which, for present purposes, may be described as at the height of their growth and

[20] Acknowledgment is made to Dr. M. M. BROOKS for a supply of pure methylene blue.

[21] HENDERSON (8), who reported data for oxygen consumption in conjunction with water absorption, did not distinguish between different portions of the root surface.

[22] It is apparent that the need for an even more intimate examination of the apical segment suggests itself. This, however, must await a technique, possibly based on the rapidly developing methods of micro-incineration, which can yield with certainty quantitative data for individual cells so that their activity in accumulation may be more closely related to their development. The more qualitative observations of PENSTON (15) relative to potassium are suggestive in this connection.

development. The rapid histological changes which occur therein are perhaps the best testimony to their metabolic activity.[22]

The great activity of the apical segment is therefore to be identified not with the apical meristem, but rather with cells already possessed of large aqueous vacuoles and in which the evident ability for further extension and division prompted the term "vacuolating dividing cells" applied by PRIESTLEY (**18**). It is an interesting, but as yet an open question, whether the vacuole, in the form in which it may now be revealed by special cytological methods in meristematic cells, can also be associated with salt accumulation. Neither the staining experiments of POPESCO (which no doubt reflect in the apex of the root the distribution of large vacuoles rather than the intrinsic ability of cells to accumulate), nor the impermeable properties of the root apex inferred by PRIESTLEY and TUPPER-CAREY (**19**) (on the basis of its resistance to flow and to alternating electrical current) are necessarily incompatible with the ability of the meristem to accumulate salts. POPESCO's experiments, which excluded the meristem from the absorbing region, did, it is claimed, reveal the most intense absorption *near its low limit*[23] (**16,** pp. 56, 57, and 130). However, as inferred elsewhere, the detailed treatment of the meristematic region is outside the scope of the quantitative methods at present available, but since it occupies so small a proportion of the apical segments used, the quantity of salt it could contain would have little effect upon the quantitative comparisons reported in this paper.

The following data in table IX were derived from actual measurements

TABLE IX

DIMENSIONS OF CELLS AT DIFFERENT DISTANCES FROM THE ROOT APEX OF BARLEY

Distance from apex (mm.)	0.24	0.6	1.2	2.4	7.4	35.0
Mean length per cell (μ)	11.0	17.4	42.6	46.5	150.0	198.0
Mean diameter per cell (μ)	20.3	26.1	15.6	19.2	33.0	22.8

of cell sizes from roots, as used in these experiments, which were embedded in paraffin and examined in serial section for both transverse and longitudinal planes. The figures serve to stress the location on the axis of the most conspicuous enlargement of cells. At levels far enough from the apex for stele and cortex to be distinguishable, they were measured separately. Since the proportion of cortex to stele (even including the central cavity or axile vessel) in the roots is high, of the order of 9 : 1 (fig. 3), the accumulation data are reflected mainly by the cortex and therefore the

[23] POPESCO (16, p. 57) says: "Le maximum de pénétration du nitrate de potassium, dans la racine de *Soja hispida*, à lieu entre 1 et 4 mm. de la pointe, où il n'y a pas de poils radicaux. A partir de ce point, la pénétration du sel dans la racine diminue progressivement, pour s'arrêter presque complètement à partir de 10 mm.: à ce niveau l'endoderme parait brun."

figures for the stele are omitted. As would be supposed, the major dimensional changes are in the longitudinal direction and it is interesting that even at 7.4 mm. behind the root apex the cortical cells have already attained a length over 10 times that of the original meristematic cells. Further extension, of course, continues (compare the data at 35 mm. from the tip) though necessarily more slowly. Unfortunately, the examination of these roots did not permit a definite statement concerning the maximum distance from the apex at which sporadic divisions, and consequent enlargement of daughter cells, could occur in the root parenchyma. That it would be unwise to eliminate this factor even at considerable distances from the apex is evident by analogy with the mesophyll, where divisions persist until comparatively late in the ontogeny of the leaf (**4**). AVERY (3) records that no cell divisions occur during the development of the cortex of primary roots of *Nicotiana* in the transverse plane, but apparently did not examine longitudinal sections from this point of view. In the examination of roots used in this paper, the frequent occurrence of short parenchyma cells suggests that transverse divisions occur relatively far from the apex. According to WAGNER (**31**, p. 8), who has determined the distribution of mitoses in the root apex of *Allium*, the depth of the zone where mitoses occur abundantly is about 1100 to 1850 μ. It is clear also that cells lose their capacity for division neither suddenly nor completely, but that in the case of *Allium* the proportion of cells in mitosis at a given time has declined to less than 1 per cent. of its maximum at a level where the mean cell length is 5 times that of the very short cells of the tip (**31**, fig. 11, p. 27). The maximum distance from the tip at which division can occur is, however, still uncertain.

The basis, therefore, for the longitudinal gradation of accumulation is to be sought in factors which determine the nutrition, growth, and development of *cortical cells*. The demarcation of the functional absorbing zone, by reference to stages of vascular differentiation and of the development of the endodermis (**24, 25**), utilizes an indirect relation which is not a causal one, and which is of value only in so far as these more easily recognized structural features reflect the condition of the cortical cells which are more directly concerned with salt accumulation. With respect to the problem of the translocation, rather than the absorption of salts, the importance of the histology of the endodermis still remains, since the solutes must surely enter the stele where this tissue is not completely suberized. However, full discussion of the factors which govern the removal of salts from the root is outside the scope of this paper.

The results of this perhaps too cursory anatomical treatment are therefore in accord with the view that the relative efficiency of the tissues nearest the root apex must be ascribed to the preponderance of active cells rapidly enlarging and even dividing. No doubt it will be possible eventually to specify the metabolic significance of these general histological comparisons. At present, it is possible only to note the implied and suggestive parallelism

(and the evidence does not warrant any stronger statement yet) between the activity of the cells of the root in protoplasmic (protein) synthesis and their corresponding activity in salt accumulation. Previous investigations with storage tissues, though concerned with tissue tending to re-approach rather than recede from the condition of active cell division, have also shown that salt accumulation is most intensely exemplified by those cells whose vital activity is such that it would normally culminate in division. A broad survey (**29**) of the accumulation displayed by many types of cells and tissues reveals that as these vital activities decline so also does the capacity for salt accumulation and especially so with respect to the absorption of ions of both signs which has been designated "primary absorption." With this point of view the present evidence of the longitudinal distribution of accumulation on the axis of the root is in full accord. The consistent fact which emerges is that cells which are capable of most active growth, which are at the peak of their own vacuolation and extension, attain the greatest degree of salt accumulation. Though external factors may control the total absorption obtained, this does not counterbalance that graded activity which is an inevitable consequence of factors operating in the progressive development and maturation of cells from the root apex.

Rôle of root cortex

The survey of the root as an absorbing organ, to which earlier reference was made (Scott and Priestley, **25**), implies that under the conditions which obtain in water culture the rôle of cortical cells, and of root hairs when they are present, would be secondary. When, as in the earlier account cited, the endodermis is endowed with the ability both to accumulate salts and to release them to the stele, attention may be focused upon this tissue to the exclusion of the cortex—the probable rôle of which may be thereby unduly restricted. The very technique which produces active "low-salt" roots testifies to the ready removal of solutes from these cortical cell to the growing plant. This possibility was rejected by Priestley and this léd to the emphasis upon the endodermis as the functional absorbing surface. It is clear that in the experiments of Hoagland and Broyer (**10**), as in ours, the bulk of the solute absorbed and accumulated was present in cortical cells which, there is every reason to suppose (see section on the extent of the absorbing surface), absorbed it directly from the external solution. The results here presented suggest that the "low-salt, high-sugar" type of root contains cortical cells capable of accumulation even at levels where the endodermis may commonly be suberized and even free from passage cells. Though affected somewhat by nutrition, the endodermis of barley at 3 cm. from the root apex is commonly suberized, but usually has passage cells which have disappeared completely at 5 cm. An interesting problem is here presented as to whether or not the salt content of the cortex at this level can be withdrawn by the more active regions

and subsequently enter the stele. Though the experiment described by PREVOT (17) emphasizes how readily *attached* roots which have accumulated bromide can subsequently lose it when the conditions for removal and translocation obtain,[24] even at levels some distance from the apex (4 to 5 cm.), it does not establish conclusively that bromide can move out of the older cortical cells to the stele across an endodermis which is definitely and completely suberized. In short, the cells of the root cortex of *attached* roots function for a considerable period after their formation for the temporary storage of inorganic salts and remain capable, reversibly, of accumulation from the external solution and rapid loss[25] to the presumably more active tissues of the growing shoot. Clearly, the contribution of the root cortex to the functional absorbing system is intimately related to the balance between the demands of the shoot and the external supply. No doubt, complementary to the cycles of salt content, fluctuations of organic constituents would be revealed upon examination. Apparently these properties can be retained for at least 3 weeks, and at distances of over 6 cm. from the apex. The elucidation of those factors which in the *intact plant* cause this ready removal of electrolytes from root cells which have already accumulated them, and which in *excised roots* would necessitate drastic treatment with perhaps even irreversible changes, represents one of the most difficult and certainly one of the most fundamental of the outstanding problems. In other words, the difficulty which PRIESTLEY and SCOTT faced with respect to the endodermis really applies very strikingly to all the cortical cells. Even if the suggestion they tentatively advanced (based on the effect of an acid reaction in the stele due to carbon dioxide concentration) could be adequately harmonized with present views of the accumulation mechanism or with unpublished data of the effects of carbon dioxide tension upon it, this explanation could hardly apply to the cortex. Having dealt but incompletely with the mechanism by which the root cells accumulate the salts, the problem of their rapid withdrawal and the conditions which determine this can merely be noticed and left unsolved. The evidence, already referred to, that high concentrations in the stele are obtained only if the roots are aerated suggests that this movement also is not unconnected with the metabolism of living tissues.

Summary

1. The absorption of salts by roots is reviewed with special reference to current views upon salt accumulation on the one hand, and physiological anatomy on the other.

[24] During 24 hours' contact with a bromide-free medium, bromide moved to the leaves and the segments near the apex (even as far back as 2 cm.) were almost entirely depleted of the bromide they had previously absorbed (35 milliequivalents per 1000 gm. of fresh weight).

[25] This question has been studied quantitatively in extensive experiments on translocation of bromide in barley plants in the Division of Plant Nutrition, University of California.

2. Quantitative experiments are recorded in which long, unbranched roots of barley (*Hordeum vulgare*), secondary roots of broad bean (*Vicia faba*), and roots of cotton (*Gossypium* sp.) were employed.

3. In roots of barley grown in water culture the potential absorbing surface extends back from the apex to the place where secondary roots appear. The functional absorbing zone is limited by factors which operate upon the cortical cells. The histology of the endodermis and the incidence of vascular differentiation may serve to define the region of most rapid removal, but they are not concerned *directly* with absorption and accumulation of salts by roots.

4. A pronounced longitudinal gradation in the capacity for salt accumulation has been observed. The segments near the apex attain higher concentrations than those more remote. This fact is established for barley plants with both "high-salt" and "low-salt" type of nutrition, secondary roots of bean, and roots of cotton, all of which were grown in water culture.

5. The metabolic and developmental factors involved in the longitudinal gradation of salt accumulation are discussed, and it is concluded that this gradation is an inevitable consequence of the progressive development of cells from the root apex.

6. Interrelations between effects of time, nutrition, and salt accumulation are described. The features common to these and other representative types of absorption/time curves are emphasized. All the time effects are interpreted in terms of the previous nutrition, and the capacity for further growth of the system concerned.

7. Special attention is directed to the probable rôle of the root cortex and to certain outstanding problems which it presents.

These experiments were done in the Division of Plant Nutrition, University of California. Grateful acknowledgment is made to this Division for the facilities provided. The work described relates closely to extensive investigations upon roots then in progress in the Division under the direction of Professor D. R. Hoagland. We have utilized unpublished information and technique derived from these investigations which we now gratefully acknowledge.

The authors' collaboration resulted from a joint stay in the Division of Plant Nutrition during which one of us (Prevot) held a Fellowship under the Commission for Relief in Belgium, Educational Foundation, and the other (Steward) a Rockefeller Foundation Fellowship. The second author accepts the final responsibility for any critical or controversial statements in this presentation.

University of Liége

Birkbeck College, University of London

LITERATURE CITED

1. Anderssen, F. G. Some seasonal changes in the tracheal sap of pear and apricot trees. Plant Physiol. **4**: 459–476. 1929.
2. Arber, A. The Gramineae. University Press, Cambridge. 1934.
3. Avery, G. S. Structure and germination of tobacco seed and the developmental anatomy of the seedling plant. Amer. Jour. Bot. **20**: 309–327. 1933.
4. ————————. Structure and development of the tobacco leaf. Amer. Jour. Bot. **20**: 565–592. 1933.
5. Berry, W. E., and Steward, F. C. The absorption and accumulation of solutes by living plant cells. VI. The absorption of potassium bromide from dilute solution by tissue from various plant storage organs. Ann. Bot. **48**: 395–410. 1934.
6. Bryant, A. E. Comparison of anatomical and histological differences between roots of barley grown in aerated and non-aerated culture solutions. Plant Physiol. **9**: 389–391. 1934.
7. Crider, F. J. Selective absorption of ions not confined to young rootlets. Science n.s. **78**: 169. 1933.
8. Henderson, L. Relation between root respiration and absorption. Plant Physiol. **9**: 283–300. 1934.
9. Hibbard, P. L. The chromic acid method for estimation of small amounts of bromine. Ind. & Eng. Chem. **18**: 57–60. 1926.
10. Hoagland, D. R., and Broyer, T. C. General nature of the process of salt accumulation by roots with description of experimental methods. Plant Physiol. **11**: 471–507. 1936.
11. ————————, and Davis, A. R. The intake and accumulation of electrolytes by plant cells. Protoplasma **6**: 610–626. 1929.
12. Jackson, Violet G. Anatomical structure of the roots of barley. Ann. Bot. **36**: 21–39. 1922.
13. Laine, T. On the absorption of electrolytes by the cut roots of plants and the chemistry of plant exudation sap. Acta Bot. Fennica **16**: 1–64. 1934.
14. Lund, E. J., and Kenyon, W. A. Relation between continuous bioelectric correlation potentials in growing root tips. Jour. Exp. Zool. **48**: 333–357. 1927.
15. Penston, Norah L. Studies of the physiological importance of the mineral elements in plants. III. A study by microchemical methods of the distribution of potassium in the potato plant. Ann. Bot. **45**: 673–692. 1931.
16. Popesco, St. Recherches sur la region absorbante de la racine. Bull. Agr. Buc. **4**: 1–136. 1926.
17. Prevot, P. Localisation de la region d'absorption de la racine. Bull. Soc. Roy. Sci., Liége **6–7**: 243–246. 1935.

18. Priestley, J. H. Cell growth and cell division in the shoot of the flowering plant. New Phytol. **28**: 54–81. 1929.
19. ————————, and Tupper-Carey, R. M. The water relations of the plant growing point. New Phytol. **21**: 210–229. 1922.
20. Robbins, W. J. Cultivation of isolated root tips and stem tips under sterile conditions. Bot. Gaz. **73**: 376–390. 1922.
21. ————————. Effect of autolysed yeast and peptone on growth of excised corn root tips in the dark. Bot. Gaz. **74**: 59–79. 1922.
22. Rosenfels, R. The absorption and accumulation of potassium bromide by *Elodea* as related to respiration. Protoplasma **23**: 503–519. 1935.
23. Sabinin, D. A. On the root system as an osmotic apparatus. (Cited from a translation from the Russian.) Perm Univ. Bull. **4**: 1–136. 1925.
24. Scott, L. I. The root as an absorbing organ. II. The delimitation of the absorbing zone. New Phytol. **27**: 141–174. 1928.
25. ————————, and Priestley, J. H. The root as an absorbing organ. I. A reconsideration of the entry of water and salts in the absorbing region. New Phytol. **27**: 125–140. 1928.
26. Smith, G. H. Anatomy of the embryonic leaf. Amer. Jour. Bot. **21**: 194–209. 1934.
27. Steward, F. C. Diffusion of certain solutes through membranes of living plant cells and its bearing upon certain problems of solute movement in the plant. Protoplasma **11**: 521–557. 1930.
28. ————————. The absorption and accumulation of solutes by living plant cells. V. Observations upon the effects of time, oxygen and salt concentration upon absorption and respiration by storage tissue. Protoplasma **18**: 208–242. 1933.
29. ————————. Mineral nutrition of plants. Ann. Rev. Biochem. **4**: 519–544. 1935.
30. ————————, Berry, W. E., and Broyer, T. C. The absorption and accumulation of solutes by living plant cells. VIII. The effect of oxygen upon respiration and salt accumulation. Ann. Bot. **50**: 345–366. 1936.
31. Wagner, N. Über die Mitosenverteilung im Meristem der Wurzelspitzen. Planta **10**: 1–27. 1930.
32. Weaver, J. E. Root development of field crops. McGraw-Hill Book Co., New York. 1926.
33. White, P. R. Influence of some environmental conditions on the growth of excised root tips of wheat seedlings in liquid media. Plant Physiol. **7**: 613–628. 1932.
34. ————————. Potentially unlimited growth of excised tomato root tips in a liquid medium. Plant Physiol. **9**: 585–600. 1934.

Extrait du *Bulletin de la Société royale des Sciences de Liége*, N° 2, pp. 76-81; n° 3, pp. 117-124, 1937.

Contribution à l'étude des phénomènes d'absorption des ions minéraux par les plantes. — Xérophytisme et absorption du brome chez *Vaccinium uliginosum* L. et *Empetrum nigrum* L.,

par P. PREVOT,
Assistant à l'Institut de Botanique de l'Université de Liége.

I. — INTRODUCTION

Certaines plantes des tourbières (*Andromeda polifolia* L., *Vaccinium Oxycoccos* L., *Vaccinium uliginosum* L., *Empetrum nigrum* L., *Calluna vulgaris* L., *Erica Tetralix* L., etc.) montrent un xéromorphisme accentué. Or, ces plantes, qui possèdent les mêmes caractères que les végétaux des régions sèches, poussent dans un sol dont le degré d'humidité est habituellement plus élevé que celui des régions voisines. Ce comportement paradoxal a intrigué de nombreux chercheurs.

Firbas, 1931 (4), l'explique par l'action de trois facteurs (p. 678) :

« *a*) Eine direkte Bewirkung von Xeromorphosen durch die chemische Natur (Nährstoffarmut, Oligotrophie) des Substrates;

» *b*) Eine zeitweilige Hemmung der Wasseraufnahme in den obersten, abtrocknenden Torfsschichten (Bulten) auch auf wachsenden Hochmooren, wahrscheinlich infolge ungenügenden Nachleitungsvermögens des Bodens;

» *c*) Eine allgemeine Beziehung zwischen den Ernährungsbedingungen und dem Auftreten xeromorpher Strukturen, die durch relative Förderung des stomatären Gasaustausches bessere Ernährungsmöglichkeiten bieten ».

Nous verrons que nos expériences ont mis en évidence l'influence d'un autre facteur important, que nous n'avons vu signaler par aucun auteur.

Outre les caractères anatomiques, des différences physiologiques distinguent les xérophytes des autres végétaux. C'est ainsi qu'ils sont généralement halophiles, c'est-à-dire capables d'absorber une grande quantité de sels minéraux.

Dans ce travail, nous nous sommes particulièrement attaché à cet aspect du problème, parce qu'il est de nature à apporter des précisions sur la question plus générale de l'absorption des éléments minéraux par les plantes.

II. — CHOIX DU MATÉRIEL ET TECHNIQUE GÉNÉRALE

Pour cette première étude du problème, nous nous sommes volontairement limité à deux types distincts de xérophytes des tourbières :

a) un xérophyte tout à fait caractérisé, *Empetrum nigrum* L., Ericacée à feuilles persistantes cylindriques;

b) un type intermédiaire, *Vaccinium uliginosum* L., Ericacée à feuilles annuelles lamellaires.

Ces plantes ont été cueillies *in situ* dans les tourbières de la Baraque Michel (1), pour les expériences de laboratoire. Nous avons choisi nos échantillons dans des endroits aussi semblables que possible, car *Empetrum* ou *Vaccinium* croissant dans un sol ombragé ou ensoleillé montre des caractères anatomiques et physiologiques différents selon sa situation [Firbas, 1931 (4)]. Nous avons utilisé des plantes de plein soleil, parce qu'elles possèdent le xéromorphisme le plus accentué.

Pour l'étude de l'absorption des ions minéraux, nous plongeons nos plantes dans des solutions de KBr 5×10^{-3}N et nous dosons le brome absorbé par la méthode de Hibbard, 1926 (6). Les avantages de cette technique sont indiqués dans un travail précédent [Prevot, 1935 (10)].

Les résultats sont exprimés en milliéquivalents de brome par 1,000 grammes de matière fraîche, ce qui permet de comparer facilement la concentration du brome dans les cellules à celle de la solution externe.

III. — RÉSULTATS EXPÉRIMENTAUX

1. *Absorption de l'eau.* — En recueillant les échantillons pour nos expériences, nous constatons, en juillet 1936, que tout le système radiculaire de *Vaccinium uliginosum* L. et de *Empetrum nigrum* L., ainsi que la base des rameaux, sont recouverts d'une enveloppe brunâtre, constituée par un suber bien développé. Ce suber est-il perméable à l'eau?

Nous plongeons la base subérisée de rameaux de *Vaccinium uliginosum* L. et d'*Empetrum nigrum* L. dans de l'eau et la recourbons de telle façon que la surface de coupure ne plonge pas dans le liquide (fig. 1).

Par ce procédé, l'eau, pour pénétrer dans la tige, devra

(1) Vaccinium a été pris dans un *Callunetum* avoisinant le laboratoire et Empetrum dans le *Calluneto Eriophoretum vaginati* décrit par R. et M. Bouillenne et P. Prevot (1931 [3]).

necessairement passer à travers le suber. Nous veillons à ce que le suber soit intact et ne présente aucune fissure par où l'eau pourrait s'infiltrer. C'est pour cette raison que nous éliminons le système radiculaire. En effet, en enlevant ce dernier du sol, on provoque toujours des déchirures plus ou moins importantes dans le suber.

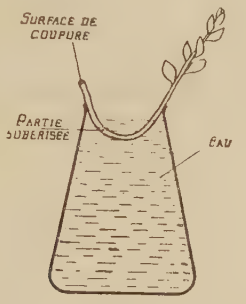


Fig. 1.

Tableau I.

	Vaccin. uliginosum L. après 4 jours d'expér.	*Empetrum nigrum* L. après 3 jours d'expér.
1° Rameau à sec... ...	Feuilles désséchées, cassantes.	Feuilles désséchées, cassantes.
2° Rameau recourbé, blessure hors de l'eau...	Feuilles désséchées, cassantes.	Feuilles désséchées, cassantes.
3° Rameau droit, blessure dans l'eau...	Feuilles bien turgescentes.	Feuilles bien turgescentes.

Le 2° du tableau I montre que l'*eau n'a pas traversé le suber*. Comme, à cette époque de l'année (juillet) (1), tout le système radiculaire est recouvert d'une gaine de suber imperméable a l'eau, nous concluons que la plante est alors incapable d'absorber l'humidité du sol et, par conséquent, peut se trouver dans des conditions de déficience d'eau.

Ceci nous permet de comprendre que, dans un milieu extérieur souvent humide, ces plantes présentent les caractères des xérophytes. Evidemment, cette observation ne met pas en évi-

(1) Nous verrons plus loin qu'à un autre moment de l'année le système radiculaire ne se présente pas dans les mêmes conditions.

dence les facteurs qui provoquent et contrôlent l'apparition des particularités anatomiques et physiologiques caractéristiques des végétaux adaptés à la sécheresse [Firbas, 1931 (4), p. 482]. Elle peut servir d'orientation utile pour des recherches ultérieures et elle explique, en partie, l'anatomie de ces plantes qui semblaient un paradoxe au point de vue écologique.

2. *Vitesse de croissance.* — Nous n'avons déterminé la vitesse de croissance que pour *Empetrum nigrum* L., xérophyte beaucoup plus caractérisé que *Vaccinium uliginosum* L.

Nous pratiquons des coupes en série à différents niveaux de la tige. Nous déterminons l'âge à ces niveaux en comptant le nombre des anneaux d'épaississement du xylène.

Pour calculer la valeur de la croissance chez *Empetrum nigrum* L., nous mesurons la longueur du morceau de tige dont les coupes montrent le même âge. Cette longueur représente la croissance longitudinale pendant un an.

Les mesures effectuées sur deux plantes sont résumées dans le tableau II.

TABLEAU II.

Age de la tige.	*Plante 1* (Longueur en mm.)	*Plante 2* (Longueur en mm.)
2 ans...	85 38 51 65	60 55 55 50
3 ans...	65 35 45	59
4 ans...	70	48
Total	454	327
Moyenne par an... ...	$\frac{454}{8} = 57$	$\frac{327}{6} = 54{,}5$

Ce tableau montre que la *croissance est faible, environ 55 mm. par an.*

3. *Absorption et accumulation du brome.* — Comme nous l'avons dit dans le chapitre technique, nous exprimons nos résultats en milliéquivalents de brome par 1,000 grammes de

matière fraîche, afin de comparer facilement la concentration intracellulaire à celle de la solution externe. Il faut toutefois remarquer que les chiffres que nous donnerons sont trop bas pour cette comparaison, parce que le contenu en eau des plantes étudiées est faible :

Empetrum nigrum L. . . . . 59 % d'eau.
Vaccinium uliginosum L. . . . . 60 % d'eau.

En effet, cette comparaison présuppose que le poids de substances fraîches peut être assimilé à un poids en eau, ce qui est approximativement vrai chez la majorité des végétaux. Pour les plantes expérimentées, il convient de multiplier les résultats par le facteur

$$\frac{100}{59} \approx \frac{100}{60} \approx \underline{\underline{1{,}68}}.$$

Nous ne donnerons pas ici les résultats préliminaires qui nous ont rapidement démontré la nécessité de standardiser notre matériel. Si nous utilisons des rameaux de longueurs diverses, pris au hasard sur la plante, nous compliquons nos résultats en faisant intervenir des inconnues telles que la vitesse de translocation, la nature du système conducteur, la surface d'évaporation, l'âge du rameau, etc.

Nous nous sommes donc astreint à ne choisir que des rameaux aussi semblables que possible d'aspect extérieur et nous avons utilisé des fragments de rameaux de longueur identique. Dans une même expérience, tous ces rameaux ont été pris au même endroit, sur des plantes de vigueur à peu près comparable.

Des extrémités de rameaux de 10 cm. de long pour *Vaccinium uliginosum* L. et de 14 cm. pour *Empetrum nigrum* L. plongent par leur base dans une solution de KBr 5×10^{-3} N. Ces solutions sont renouvelées toutes les 24 ou 48 heures. Après diverses périodes, nous analysons le brome dans :

a) la partie plongeant dans la solution, préalablement lavée à l'eau distillée et séchée au papier filtre;
b) l'extrémité supérieure du rameau;
c) les feuilles.

Nous utilisons comparativement des solutions non aérées et des solutions aérées par un courant d'air comprimé passant au travers d'un bloc en porcelaine poreuse.

Dans le cas de *Vaccinium uliginosum* L., nous étudions parallèlement l'absorption par des rameaux qui viennent de ter-

miner leur croissance, portant des feuilles d'un vert pâle, non complètement développées, et par des rameaux ayant déjà terminé leur croissance depuis un certain temps, portant des feuilles d'un vert glauque, complètement développées. Pour la facilité de notre exposé, nous appellerons les premiers « rameaux jeunes », et les seconds « rameaux adultes ».

Les résultats obtenus avec les solutions non aérées sont exprimés dans le tableau III et dans la figure 2. Dans le cas des solutions aérées, nous n'avons pas obtenu d'absorption

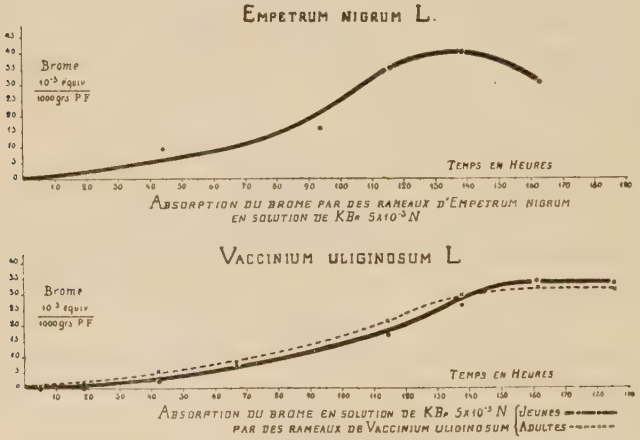


Fig. 2.

sensible de brome. Nous reviendrons plus tard sur ce résultat.

Ces expériences montrent :

1° *Vaccinium uliginosum* L. et *Empetrum nigrum* L. accumulent le brome dans leurs feuilles, mais non dans la tige, à une concentration respectivement 6 et 8 fois plus élevée que dans le milieu externe. Dans une expérience préliminaire, nous avons même observé pour *Vaccinium uliginosum* L. une concentration maximum de 84,3 milliéquivalents. Si nous corrigeons ces résultats par le facteur 1,68 déterminé précédemment (voir page 5), nous obtenons : concentration maxima :

Vaccinium uliginosum L. . . . . 84,3 × 1,68 = **141,8**
Empetrum nigrum L. . . . . 40,4 × 1,68 = **67,9,**

soit des concentrations internes 28 et 14 fois plus élevées que celles de la solution.

2° Après un certain temps, à peu près le même pour les deux

TABLEAU III.

Empetrum nigrum L.			*Vaccinium uliginosum* L.				
Temps en heures.			Temps en heures.	Rameaux jeunes.		Rameaux adultes.	
	Poids frais grammes.	Br × 10^{-3} equiv. 1000 grs. P. F.		Poids frais grammes.	Br × 10^{-3} equiv. 1000 grs. P. F.	Poids frais grammes.	Br × 10^{-3} equiv. 1000 grs. P. F.
43h 30	0,850	**9,8**	5h	1,510	**0**	2,365	**traces**
93h 45	0,780	**16,2**	18h 30	1,410	**0**	2,665	**2,1**
115h 15	0,810	**35,2**	42h	1,825	**2,5**	2,695	**5,1**
139h	0,575	**40,4**	66h	0,825	**8,5**	1,650	**7,8**
162h 30	0,910	**31,8**	114,15	0,930	**16,9**	1,500	**21,6**
			137,30	0,535	**26,6**	1,395	**30,0**
			161,30	0,180	**34,4**	0,325	**32,3**
			185,30	0,145	**33,1**	0,450	**31,6**

N. B. — Les résultats pour la partie plongeant dans la solution et l'extrémité supérieure du rameau ne sont pas donnés parce que la quantité de brome absorbée est tellement faible qu'elle rend le dosage incertain.

plantes (137 et 139 heures), l'accumulation du brome arrive à un plateau et ne s'élève plus (1).

3° Il n'y a de différence ni dans la vitesse, ni dans le potentiel d'accumulation du brome chez les rameaux jeunes et adultes. Nous analyserons ce résultat dans la discussion générale.

4° Un résultat mérite de retenir particulièrement notre attention : c'est la chute que subit le contenu en brome d'*Empetrum nigrum* L., 162 h. 30 après le début de l'expérience. Ce contenu passe de 40,4 à 31,8 milliéquivalents. Les erreurs habituelles d'expérience ne peuvent expliquer cette différence.

Si la quantité de brome a diminué dans la feuille, c'est que cet élément en est sorti, qu'il a été transloqué ailleurs. L'expérience semble donc indiquer qu'il y aurait deux sens de translocation des éléments minéraux, l'un allant du milieu extérieur vers la feuille, l'autre en sens inverse.

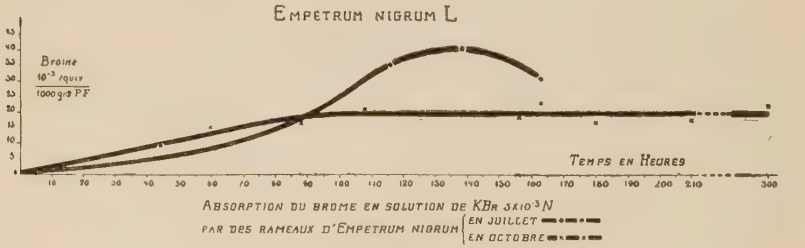


FIG. 3.

Pour contrôler le résultat obtenu, nous avons répété la même expérience sur *Empetrum nigrum* L., dans des conditions identiques, mais deux mois plus tard (octobre 1936). Nous attirons immédiatement l'attention sur le fait qu'en octobre les *Empetrum* montraient de nombreuses racines blanches alors qu'en juillet toutes les racines étaient recouvertes d'un suber brunâtre. En outre, en juillet, les plantes étaient en pleine fructification; celle-ci était terminée en octobre.

La figure 3 donne les résultats.

Le diagramme montre une différence nette dans la modalité et la capacité d'accumulation du brome en juillet et en octobre.

(1) On pourrait peut-être dire que le contenu en brome n'augmente plus parce que le brome ne pénètre plus dans la tige par suite de la cicatrisation de la blessure plongeant dans la solution. Le fait que les feuilles restent bien turgescentes indique au contraire que l'absorption du liquide n'est pas arrêtée et que c'est donc la capacité d'accumulation des feuilles qui est arrivée à son maximum.

Alors qu'en juillet le contenu des feuilles en brome descend de 40,4 à 31,8 milliéquivalents, en octobre le plateau se maintient 300 heures après le début de l'expérience. Autre différence: la capacité maxima d'accumulation est moitié moins forte en octobre qu'en juillet.

*
* *

Revenons-en maintenant au résultat des rameaux plongeant dans les solutions aérées. Nous avons vu qu'ils n'absorbent presque pas de brome. Cela est dû à la technique employée.

Les rameaux sont plongés dans des Erlenmeyers à large goulot contenant la solution aérée. Comme l'aération projette de nombreuses gouttelettes d'eau dans l'air, il en résulte que les feuilles se trouvent dans une atmosphère continuellement saturée de vapeur d'eau. Nous créons ainsi des conditions favorables pour une transpiration ralentie.

Si nous disposons des rameaux dans une solution aérée, de telle façon que leurs feuilles ne baignent pas dans cette atmosphère humide, nous observons une accumulation de brome de même ordre que dans nos autres expériences.

L'aération de la solution n'a pas ici la même importance que dans les expériences de Hoagland et Steward (7 et 12), parce que seule une petite partie de l'organe étudié plonge dans la solution, partie presque complètement constituée de tissus ligneux.

L'expérience met en évidence un fait intéressant : s'il n'y a pas eu d'absorption sensible de brome dans des feuilles qui ne transpirent pas, c'est que *la translocation des substances minérales est contrôlée par l'intensité de la transpiration.* Le même résultat a été obtenu par Freeland, 1936 (5), qui conclut : « The data indicate that increased absorption and movement of water in plants may appreciably increase absorption and translocation of certain mineral ions. » (p. 361).

IV. — DISCUSSION GÉNÉRALE

Dans ces dernières années, la majorité des recherches sur les phénomènes de perméabilité tendent à expliquer l'absorption des ions minéraux par des lois physico-chimiques relativement simples : charges électriques des membranes, ionisation, structure de la membrane, grosseur des molécules, électrocapillarité, potentiel de membrane, etc. On construit des « modèles » artificiels que l'on essaie d'appliquer à la cellule vivante [Osterhout et Kameiling, 1934 (9)].

Certes, ces travaux fournissent des précisions intéressantes. Mais ils menacent de conduire le problème de la perméabilité dans une impasse. Ils ne considèrent la cellule qu'à un moment de son existence, sans tenir compte de son « histoire », des interactions continuelles entre le protoplasme *vivant* et le milieu extérieur.

Nous n'insinuons pas que la cellule possède de mystérieuses propriétés « vitales », mais on commet une erreur aussi grande en la considérant uniquement comme un système mécanique.

Les travaux de Hoagland, Steward et leurs collaborateurs orientent ces recherches dans une voie qui nous semble plus fructueuse. La cellule est étudiée dans son ensemble, avec ses propriétés générales de métabolisme, de croissance : « ...salt accumulation is essentially a property of cells possessing certain other attributes in addition to high respiration. In storage tissues, these additional metabolic properties are best indicated, at present, by the fact that for rapid accumulation cells must also retain the ability to grow and divide ». [Steward, Berry and Broyer, 1936, p. 346 (12)].

Nos résultats montrent la nécessité de considérer le matériel vivant, non pas seulement à un moment donné de son existence, mais dans toute son histoire.

Chez *Empetrum nigrum* L., nous avons observé une différence très nette dans la capacité et la modalité d'accumulation du brome chez des plantes recueillies en juillet ou en octobre. En juillet, accumulation deux fois plus intense qu'en octobre. Le brome absorbé par les feuilles peut en sortir en juillet, tandis qu'en octobre il n'y a pas d'indication d'une inversion dans le sens de la translocation des éléments minéraux.

Ce résultat doit être rapproché des recherches récentes de A. Achromeiko, 1936 (1), qui montrent que *chez les végétaux il y a deux courants en sens opposés pour la translocation des substances minérales, et que la prédominance d'un sens de translocation sur l'autre est en relation avec la phase de la vie du végétal.*

Chez *Vaccinium uliginosum* L., nous n'avons pas observé de différence d'accumulation entre des feuilles jeunes en voie de croissance et des feuilles adultes complètement développées. A première vue, ce résultat ne semble pas confirmer les relations générales entre croissance et accumulation, telles qu'elles ont été établies par Hoagland et Steward. Nous ne pouvons pas encore l'interpréter complètement, parce que nous nous trouvons dans des conditions expérimentales complexes. Nous tra-

vaillons sur un organe chlorophyllien. Or, nos expériences antérieures [Prevot et Steward, 1936 (11)], montrent l'importance des conditions de nutrition dans l'accumulation (influence considérable des carbohydrates). Il est clair que de fortes différences dans le contenu des feuilles en chlorophylle pourraient masquer l'influence d'autres facteurs, comme les facteurs de croissance.

Toutefois, nous pensons que la raison de la similitude des courbes d'absorption doit être recherchée dans un facteur plus important. Quoique les feuilles jeunes ne soient pas encore complètement développées, les deux sortes de rameaux considérés se trouvent à une phase identique de leur vie : comme les rameaux adultes, les rameaux jeunes ont dépassé à ce moment le stade de croissance active qu'ils présentent au moment où le bourgeon s'ouvre. Le méristème terminal du rameau jeune est déjà nécrosé. On peut dire que les rameaux jeunes sont au début de la phase de vie végétative, tandis que les rameaux adultes sont déjà dans cette même phase depuis un certain temps. C'est un point qu'il conviendra de préciser dans nos prochaines expériences.

L'importance de la phase de vie du végétal a été nettement établie par les recherches de Lysenko, 1932 (8). Dans son travail sur la jarovization, cet auteur montre que, dans son ontogénie, un végétal passe par diverses « phases » qui se caractérisent plus par des modifications physiologiques que par des transformations morphologiques. [Voir l'importante monographie de l'Imperial Bureau of Plant Genetics, 1935 (13).]

Bouillenne et Demaret, 1935 (2), dans leurs expériences sur la sexualité, insistent également sur la nécessité de comparer des végétaux se trouvant à la même phase de leur vie. L'âge physiologique de la plante est plus important que son âge chronologique.

La présente recherche nous permet de conclure que *dans toutes les expériences sur l'absorption et l'accumulation des ions minéraux, il faudra tenir compte de la phase de vie où se trouve le végétal.* Nos travaux ultérieurs préciseront les relations que nous venons de mettre en évidence entre phase de vie et accumulation.

V. — RÉSUMÉ

1. La croissance longitudinale d'*Empetrum nigrum* L. est en moyenne de 55 mm. par an.

2. En juillet, le suber qui recouvre toutes les racines d'*Em-*

petrum nigrum L. et de *Vaccinium uliginosum* L. empêche l'absorption de l'eau. En octobre, *Empetrum nigrum* L. montre de nombreuses racines blanches, sans suber.

3. *Empetrum nigrum* L. et *Vaccinium uliginosum* L. accumulent le brome dans leurs feuilles en quantité considérable. Après 138 heures, l'accumulation du brome atteint un plateau de 40 milliéquivalents par 1,000 grammes de matière fraîche pour *Empetrum nigrum* L. et de 30 milliéquivalents pour *Vaccinium uliginosum* L.

4. Chez *Vaccinium uliginosum* L. les feuilles adultes ayant terminé leur croissance accumulent le brome de la même façon que les feuilles jeunes en voie de croissance.

5. Chez *Empetrum nigrum* L., l'accumulation du brome est deux fois plus élevée en juillet qu'en octobre.

6. La translocation du brome est contrôlée par l'intensité de la transpiration.

7. La contribution essentielle que ce travail apporte est d'attirer l'attention sur l'importance jouée par la phase de vie du végétal dans les phénomènes d'absorption et d'accumulation des ions minéraux.

Station scientifique de l'Université de Liége, Mont-Rigi (Hautes-Fagnes), et Institut de Botanique, Laboratoire de Physiologie végétale.

VI. — BIBLIOGRAPHIE

(1) Achromeiko, A., 1936. On the discharge of mineral substances by the roots of plants. (*Bull. Acad. Sc. U.R.S.S.*, sér. Biolog., I, 215-254; résumé anglais.)

(2) Bouillenne, R., et Demaret, F., 1935. Échanges respiratoires en fonction de l'hydratation des tubercules mâles et femelles de *Bryonia dioica L.* au cours de leur cycle végétatif. (*Ann. Phys.*, XI (5), 1089-1172.)

(3) Bouillenne, R. et M., et Prevot, P., 1931. Une association végétale à « Empetrum » dans les Fagnes de Clefay. (*Bull. Acad. Roy. Belg., Cl. Sc.*, 5me sér., XVII (4), 570-577.)

(4) Firbas, F., 1931. Untersuchungen über den Wasserhaushalt der Hochmoorpflanzen. (*Jahrb. f. wiss. Bot.*, 74 (4 et 5), 459-696.)

(5) Freeland, R. O., 1936. Effect of transpiration upon the absorption and distribution of mineral salts in plants. (*Am. J. of Bot.*, 23, 355-362.)

(6) Hibbard, P. L., 1926. The chronic acid method for estimation of small amounts of bromine. (*Industrial and Eng. Chem.*, 8, 57.)

(7) Hoagland, D. R., and Broyer, T. C., 1936. General nature of the process of salt accumulation by roots with description of experimental methods. (*Plant. Phys.*, 11 (3), 471-507.)

(8) Lysenko, T. D., 1932. Fundamental results of research on the vernalisation of agricultural plants. (*Bull. Jarov.*, 4, 1-57.)

(9) Osterhout, W. J., et Kameiling, S., 1934. The kinetic of penetration. VIII. Temporary accumulation. (*Journ. Gen. Phys.*, 7, 507-516.)

(10) Prevot, P., 1935. Localisation de la région d'absorption de la racine. (*Bull. Soc. Roy. Sc. de Liége*, 6 et 7, 243-246.)

(11) Prevot et Steward, 1936. Salient features of the root system relative to the problem of salt absorption. (*Plant. Phys.*, 11, 509-534.)

(12) Steward, F. C., Berry, W. E. et Broyer, T. C., 1936. The absorption and accumulation of solutes by living plant cells. VIII. The effect of oxygen upon respiration and salt accumulation. (*Ann. of Bot.*, 50 (198), 345-366.)

(13) 1935. Vernalisation and Phasic Development of Plants. (*Imperial Bureaux of Plant Genetics*, 17.)

M. HAYEZ, Imprimeur de l'Académie royale de Belgique, rue de Louvain, 112, Bruxelles.

Extrait du *Bulletin de la Société royale des Sciences de Liége*,
Séance du 18 février 1937, n° 2.

Un Calorimètre de haute précision,

par le Docteur H. WELSCH.

A la suite de recherches sur la répartition de l'eau dans des plantules de *Impatiens Balsamina*, au cours de la germination (*Protoplasma*, 1934, XXII, 1, p. 63), nous avions conclu que cette répartition est régie par un degré déterminé d'imbibition des protéines (± 0,1 d'azote protéinique pour 100 d'eau) et non par la pression osmotique du milieu cellulaire, comme on l'admettait généralement. Poursuivant nos recherches, nous sommes arrivé à la conception que certains phénomènes pourraient s'expliquer dans l'hypothèse que l'eau d'imbibition des protéines (du protoplasme) se trouverait à un degré d'association beaucoup moins considérable que dans l'eau pure.

Pour arriver à mettre en évidence une dépolymérisation de l'eau d'imbibition du protoplasme, nous avons pensé à mesurer sa chaleur spécifique. Il nous fallait d'abord réaliser un calorimètre de très haute précision, n'exigeant éventuellement que de petites quantités de matériel et capable d'enregister de très petites variations de température au cours de délais parfois prolongés (plusieurs heures).

Nous décrivons ici l'appareil construit dans ce but :

L'installation se trouve dans une cave à parois capitonnées et à double porte. La température peut facilement y être maintenue pendant plusieurs jours sans dépasser une variation d'un degré.

Une cuve de bois contenant 25 litres d'eau est munie d'un thermo-régulateur avec lampe chauffante et d'une hélice de brassage.

Un thermomètre de Beckmann gradué au centième de degré nous indique la température de l'eau.

Dans la masse liquide est immergé un vase de Dewar (une bouteille thermos d'un demi-litre) reposant sur un trépied en duralumin muni de vis calantes. L'extrémité supérieure arrive à 3 cm. au-dessous de la surface de l'eau de la cuve.

Du bouchon du vase émerge un thermomètre modèle Beckmann.

Cette portion du thermomètre se dresse à l'intérieur d'un manchon de verre de 3 cm. de diamètre et plongeant d'un cm. dans la masse liquide de la cuve. La partie supérieure du manchon est reliée à une pompe mise en communication, d'autre

part, avec la partie inférieure de la cuve en bois. La pompe débite un quart de litre d'eau à la seconde (sensiblement la masse d'eau contenue dans le manchon de verre).

Un tube capillaire qui traverse le bouchon établit la communication entre le milieu intérieur du vase de Dewar et le milieu extérieur, afin de réaliser une pression constante dans le vase.

Enfin, le vase renferme une résistance chauffante fixée au bouchon. C'est un tube en U, en verre d'Iéna, pourvu d'un fil de tungstène. Le tube se situe à mi-distance entre la paroi intérieure du vase et la partie plongeante du thermomètre qu'il contourne de haut en bas, puis de bas en haut.

Les variations de la hauteur de la colonne mercurielle de ce thermomètre sont enregistrées photographiquement : une bande de papier sensible est fixée sur un cylindre tournant devant un châssis opaque muni d'une fente dans laquelle un objectif profile l'image de la partie supérieure de la colonne mercurielle. Le cylindre a 10 cm. de hauteur et 24 cm. de circonférence. Il accomplit un tour en 24 heures. L'image est agrandie 4 fois.

La projection correcte de la colonne dans la fente du châssis peut être contrôlée en cours d'expérience par la manœuvre d'un miroir genre Reflex placé à l'intérieur de la caisse de l'appareil et permettant de projeter l'image de la fente sur un verre dépoli muni d'un repère et fixé sur la paroi latérale de la caisse.

L'appareil photographique repose sur un support muni du dispositif permettant son déplacement dans le sens vertical (afin de pouvoir enregistrer l'extrémité de la colonne en tous les points de la hauteur du thermomètre), ainsi que le déplacement dans le plan horizontal et l'inclinaison latérale et antéro-postérieure (afin de réaliser une projection correcte de la colonne mercurielle à travers la fente du châssis).

Sur la tablette du support est fixé un cathétomètre qui permet d'observer la portion de la colonne thermométrique projetée sur le cylindre.

Lorsque l'extrémité de la colonne s'est déplacée jusqu'à la limite de la zone d'enregistrement photographique, une rapide manœuvre du support la rétablit en position utile.

Un second appareil photographique enregistre également la partie supérieure de la colonne mercurielle du thermomètre placé dans la cuve.

Le support est fixe en raison du peu de variation de la colonne.

L'éclairement de l'échelle thermométrique est assuré par une petite ampoule électrique pour transformateur à basse tension

placée à 3 cm. environ derrière le thermomètre. La colonne et les divisions apparaissent ainsi en noir sur le fond lumineux de la lame de porcelaine portant les divisions (le papier photographique donne évidemment un négatif de l'image).

Pour éviter la réfraction de la lumière, la face postérieure du thermomètre est recouverte de papier noir sauf dans une bande verticale médiane de 5 mm. de largeur.

Tout l'appareillage (sauf le corps des appareils photographiques avec leur support et le cathétomètre, ainsi que les commandes électriques) est isolé par des tentures de laine allant du plafond jusqu'au sol. Une fenêtre vitrée pratiquée dans la tenture permet l'observation au cathétomètre.

Lorsque la quantité de matériel étudiée est trop faible pour la capacité utile du vase de Dewar (environ 400 cc.), il est alors

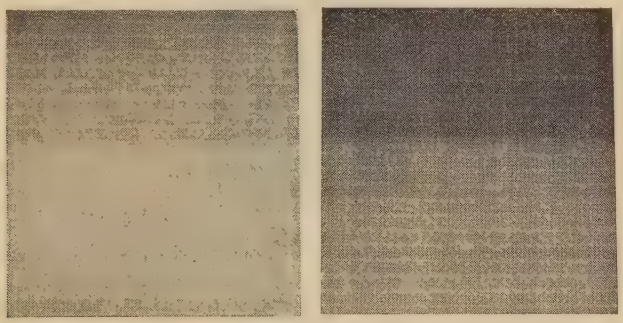


Fig. 1.

introduit dans un tube en verre qui engainera la cuvette du thermomètre et sera fixé, par le haut, par une douille sertie sur le thermomètre.

Nous avons vérifié la stabilité de la température à l'intérieur du vase de Dewar. Le thermomètre au centième de degré placé dans la cuve marque une température de 25°40.

Le thermomètre introduit dans le calorimètre rempli d'eau est divisé au cinq centième de degré. L'équilibre étant établi, nous l'avons maintenu expérimentalement durant quatre jours. Pendant ce délai, la colonne mercurielle a varié d'une quantité qui n'atteint pas *un demi-millième de degré*, ainsi que le montrent les quatre clichés photographiques obtenus en 4 jours et dont nous donnons deux fragments (fig. 1).

Le thermomètre de la cuve a montré des variations de type oscillatoire de l'ordre du centième de degré, au maximum.

Cet appareil ne présente, en soi, rien de bien nouveau. Disons

quelques mots sur la façon, originale, pensons-nous, de l'utiliser.

Supposons que nous introduisions, dans le calorimètre, de l'eau à la température de 50°, l'eau de la cuve étant à 25°. L'eau va se refroidir par rayonnement et l'extrémité de la colonne mercurielle va projeter une courbe régulière sur le papier photographique (fig. 2, fragment). En partant de cette courbe, nous pouvons trouver les points d'une courbe des chaleurs spécifiques de l'eau entre ces températures. Reprenant

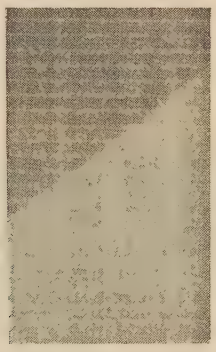


Fig. 2.

les opérations dans un milieu à expérimenter, nous pourrons tracer une nouvelle courbe des chaleurs spécifiques de l'eau additionnée de ce milieu.

En comparant ces deux courbes, nous espérons que l'allure thermique du phénomène pourra nous donner des indications intéressantes.

Avant de terminer, nous nous devons de remercier, pour son aide précieuse et sa patience inlassable, le jeune ingénieur agricole et docteur en sciences Octave Lazar.

Institut de Botanique de l'Université de Liége.

Marcel HAYEZ, imprimeur de l'Académie royale de Belgique, 112, rue de Louvain, Bruxelles

BULLETIN DE BOTANIQUE LIEGEOIS TOME I
Fascicule 1

M. DAHMEN

Contribution à l'Histoire de la
Botanique en Pays Wallon

LES NOMS WALLONS DES PLANTES

Editions J.D.L.
1937

I N T R O D U C T I O N

Je n'ai absolument pas la prétention de signaler tous les noms des plantes ayant un synonyme purement wallon, les omissions doivent être nombreuses.

Les noms proviennent de connaissances personnelles, de renseignements pris auprès de personnes agées des environs de Verviers et de Liége, de différents ouvrages botaniques anciens, du "Dictionnaire Liégeois" du Professeur JEAN HAUST et de divers travaux de l'Abbé BASTIN.

Je remercie tout particulièrement mon ami, Monsieur MONOYER, Professeur à l'Université de Liége, dont la collaboration m'a été des plus utiles pour la réalisation de ce petit travail.

On voudra bien m'excuser si l'orthographe wallonne n'est pas toujours respectée, j'ai dû parfois employer une orthographe phonétique plus connue du peuple et rendant mieux la prononciation locale.

L'amour de notre vieux dialecte, m'a porté à publier cette nomenclature qui constituera une modeste contribution à l'histoire de la Botanique en pays wallon et qui pourra, je l'espère, venir en aide aux personnes s'occupant de folklore ou de littérature wallonne.

Pour les linguistes, cet opuscule peut également être d'une certaine utilité, différents noms (ex: pitiou=petit) sont employés avec le même sens en Wallonie et dans le Midi, d'autres noms ont la même prononciation, ex: le sapin s'appelle saping' dans les environs de Verviers comme en Provence, comment établir cette corrélation?

Mon catalogue de plantes (Spermaphytes et Ptéridophytes) a été constitué suivant la classification de M. HAUMAN, j'y ai seulement porté une légère modification pour la facilité du public, en classant à part des plantes indigènes, les légumes et les fleurs cultivées.

Bibliographie wallonne arrêtée à 1933.

Laboratoire de Morphologie végétale
et de Systématique
Université de Liége

16 octobre 1936.

PTERIDOPHYTES

DRIOPTERIS FILIX-MAS (L.) Scott
Fougère mâle — Fètchî, Fètchîre

PHYLLITIS SCOLOPENDRIUM (L.) Newm.
Langue de cerf, Scolopendre — Linw'di cièr,-di chinr'

ASPLENIUM RUTA-MURARIA L.
Doronille, Rue des murailles — Pîre, Pitite pîre, Sovevèye

ASPLENIUM TRICHOMANES L.
Capillaire — Capulère

PTERIDIUM AQUILINUM Kuhn.
Aigle impériale, Grande fougère — Fètchi(d'crâssi)

POLYPODIUM VULGARE L.
Polypode commun — Réglisse di meûr

EQUISETUM ARVENSE L.
Prêle des champs — Cowè di rnå,-di tchvè

EQUISETUM (genre)
Prêle des champs — Bîse

LYCOPODIUM ELEVATUM L.
Lycopode en massue — pî d'leû

SPERMAPHYTES

LARIX DECIDUA Mill.
Mélèze d'Europe — Mélèze, mélinze

TAXUS BACCATA L.
If à baies — Gngneûr

JUNIPERUS COMMUNIS L.
Genévrier commun — Pèkèt

POPULUS TREMULA L.
Peuplier-tremble — Trône, Tronle, Treune

POPULUS NIGRA L.
Peuplier noir — Blanc Bwès, Neure plope

POPULUS ALBA L.
Peuplier blanc — Blanc plope

SALIX ALBA L.
Saule blanc (Saule des Vanniers) — Blanke så ou så

SALIX AMYGDALINA L.
Osier brun — Neûre så

SALIX CAPREA L.
Saule Marceau — Så minon, så minou, så salante, så-salôte - fleur ♂, minou, minon (så- bossène, so- bossète)

SALIX CINEREA L.
Saule cendré — Grise så

SALIX FRAGILIS L.
Saule fragile — Så- bossète

SALIX PURPUREA L.
Saule ou osier rouge — Wèzîre, rodje så

JUGLANS REGIA L.
Noyer — Djèyî, jeillî, nwèyer
Le fruit: djèye.

CARPINUS BETULUS L.
Charme — Tchârnale, Tchomale, Tchône

CORYLUS AVELLINA L.
Coudrier, Noisetier Côrî, côre,Neuhî,Neuh'lî
le fruit:Neûh,Neuhète,(Bardouh),
la coquerelle=troquète;
lorsque les noisettes se
détachent de la cupule,
on dit que:lè neûh'sont
hayètes.
le chaton=Minou.

BETULA VERRUCOSA EHRH
Bouleau blanc Biol,Bial,Bêyole

ALNUS GLUTINOSA GAERTN
Aulne glutineux Onê,Olne,Öne.

FAGUS SYLVATICA L.
Hêtre des forêts Faw,Fayènni,le fr=Fayîne,
Fayîme

QUERCUS LANUGINOSA LAM,
ROBUR L.SESSILIS
EHRH.
Chêne Tchiène,Tchogne,Tchinne
Chêneau= Tchènê
Ecorce(tan)Hwèce

HUMULUS LUPULUS L.
Houblon grimpant Houvion,Hoûbion
le fruit= Ploka,Plokète.

CANNABIS SATIVA L.
Chanvre cultivé Tchène.
Chènevis= Tchène-Simince.

URTICA DIOECA L.
Ortie dioîque Grande Ourtèye

URTICA URENS L.
Ortie brûlante Petite Ourtèye.

VISCUM ALBUM L.
Gui blanc — Homustê,Hémistê,Hèstrè, Hènistia,Hostinne,Hénistrè, hèn'sê.

RUMEX ACETOSA L.
Patience oseille — Surale.

RUMEX ACETOSELLA L.
Patience petite oseille — Surale di Berbi.

RUMEX OBTUSIFOLIUS L.
Patience à feuilles obtuses — Surale di Vatche.

RUMEX PATIENTIA L.
Patience,Oseille épinard — Pacyince.

RUMEX SANGUINEUS L.
Patience sanguine — Yèbe di song'.

RUMEX SCUTATUS L.
Patience à écusson — Surale di dam'zèle,- di man'zèle,Sosale,Sas'rale.

POLYGONUM AVICULARE L.
Renouée des oiseaux — Yèbe di Pourcê,Trainace.

POLYGONUM BISTORTA L.
Renouée bistorte — Yèbe di Cossin

POLYGONUM CONVOLVULUS L.
Renouée liseron — Savadje Boukète.

FAGOPYRUM ESCULENTUM MOE.
Sarrasin ou blé-noir
FAGOPYRUM TATARICUM GARTN.
Sarrasin de Tartarie Boukète.

BETA VULGARIS L.
Betterave vulgaire — Pétrade,Pétrole,Pétrote.

CHENOPODIUM ALBUM L.
Ansérine blanche — Såvadje èripe,Pate d'åwe

CHENOPODIUM BONUS-HENRICUS L.
Epinard bon Henri — Såvadje sipino,pî d'pource.

CHENOPOLIUM RUBRUM L.
Blite rouge — Rodje sipino,(spino)-a

ATRIPLEX HORTENSE L.
Arroche,Bonne-dame — Eripe,Cripe,Bon'-dame.

STELLARIA HOLOSTEA L.
Stellaire Holostée — Grèt'l'êwe.

STELLARIA MEDIA SM.
Stellaire intermédiaire — Moron d'oûhê,Blanc moron.

AGROSTEMMA GITHAGO L.
Lichnide-nielle, Nielle des blés. — Baron,Fleûr di liyon, Calon,Niguion,Didion, Iyon,Lîdion,(tarara?).

SILENE VENOSA GILIB.
Silène enflée — Pétard,Péta.

LYCHNIS FLOS-CUCULI L.
Lichnide fleur de coucou — Fleûr di coucou.

TROLLIUS EUROPAEUS L.
Trolle d'Europe — Boule d'ôr.

HELLEBORUS FOETIDUS L. Hellébore fétide	Pî di griffon
HELLEBORUS NIGER L. Hellébore noire, Hellébore d'hiver	Rôse di Noé.
AQUILEGIA VULGARIS L. Ancolie vulgaire	Âcolète.
DELPHINIUM AJACIS L. Dauphinelle,Pied-d' Alouette	Pî d'âlouwète
D. CONSOLIDA L. & D. ELATUM L.	id.
ACONITUM LYCOCTONUM L. Aconit tue-loup	Sabot,Djène cou-d'tchiâsses d'almand.
ACONITUM NAPELLUS Aconit Napel	Sabot,Cou-d'tchiâsses d'almand.
ANEMONE NEMOROSA L. Anémone Sylvie	Passe-fleûr,Rôse-dè-cîr
CLEMATIS VITALBA L. Clématite blanche	(Rôhe?)Rampioûle,Rompioûle,Rontroûle,Jeppe di bribeux,Bwè d'toubac, Jèbe â poves omes, Banche,Rampe.
RANUNCULUS ARVENSIS,L. BULBOSUS L. etc. Renoncules jaunes, Bouton d'or	Génér= Boton d'ôr,pih'èt lé,Pihèt ê-lét ranombe, rènôpe

Bien remarquer que le Pih'-èt-lé n'est pas le nom du pissenlit (Taraxacum)mais le nom de certaines renoncules jaunes.

RANUNCULUS ACER L.
Renoncule âcre — Pî d'cwernèye.

RANUNCULUS ACONITIFOLIUS L.
Renoncule à fles d'aconit

RANUNCULUS SUBSP PLATANIFOLIUS L.
Vté à fles de platane — Pî d'crahô.

RANUNCULUS FLAMULA L.
Flanette — Suce-song'

RANUNCULUS REPENS L.
Renoncules rampante — Poûpèye, Sôvadje céleri, Piépou.

THALICTRUM FLAVUM L.
Pigamon jaune — Rowe dès prés.

ADONIS AUTUMNALIS L.
Adonis d'automne — Gote di song'

BERBERIS VULGARIS L.
Epine vinette — Ardis'pène, Bwès d'Sint Gérâ.

CHELIDONIUM MAJUS L.
Chélidoine, grande éclaire — Sologne, Solagne, Sèlogne, Sièrlogne.

PAPAVER RHOEAS L.

Pavot coquelicot	Rodje pawér,fleûr-di-tonîre.
PAPAVER SOMNIFERUM L.	
Pavot blanc	Blanc pavwér
CORYDALIS LUTEA D.C.	
Corydale jaune	Rowe di meûr.
FUMARIA OFFICINALIS L.	
Fumeterre offic.	Frumetère,Pî d'poye,-d'paye.
IBERIS AMARA L.	
Ibéride amère	Trép'lî
ERUCA SATIVA GARSAULT	
Roquette	Roquète.
COCHLEARIA ARMORACIA L.	
Barbe de Capucin	Mostâde di Capucin.
SINAPIS ALBA L.	
Moutarde blanche	Blanke mostâde.
SINAPIS ARVENSIS L.	
Moutarde des champs	Vet sous,Vinr'zoû, Ravrouhe,Rabrouh',Rev'louhe,Rèv'liche.
DIPLOTAXIS TENUIFOLIA D.C.	
D. à feuilles ténues	Roquète (Flore Michel)
BRASSICA NAPUS L.	
Chou navet,Rutabaga, Colza	Navê,Novia;Navète.
BRASSICA OLERACEA sp.	
Choux (divers)	Djote,Cô

BRASSICA OLERACEA Chou de Savoie	Sa-ôye.
BRASSICA OLERACEA Chou rouge	Rodje djote,Rodje Cabus.
BRASSICA OLERACEA Chou vert non pommé	Hinan-cô (brocalî).
BRASSICA OLERACEA Chou Frisé " " var.	Frizé-cô,Frizeye djote, Djote di Djalhê.
BRASSICA OLERACEA Chou Blanc	Blanke djote.
BRASSICA OLERACEA Chou Vert	Vète djote.
BRASSICA OLERACEA Chou-fleur	Tchou-fleûr
BRASSICA OLERACEA Chou de Bruxelles	Sprôt.
BRASSICA OLERACEA Chou d'hiver	Cô d'ivièr,Djote d'ivièr.
BRASSICA OLERACEA Chou de Mai	Djote di may.
BRASSICA OLERACEA Chou pin	Chou-pin.
BRASSICA RAPA L. Chou rave,Navette, Colza	Colza,Golza,Navète.
BARBARAEA VULGARIS R.Br. Barbarée vulgaire	Codrelarice (Jèbe di tchèp'ti).

NASTURTIUM OFFICINALE R.Br.
Cresson de fontaine — Sizon,Crèsson d'fontinne

CARDAMINE PRATENSIS L.
C. des prés,Cresson des prés — Hite d'aguèce.

LUNARIA ANNUA L.
Monnaie-du-pape — Manôye-dè-pôpe.

CAPSELLA BURSA-PASTORIS MEDIK
Capselle bourse-à-Pasteur — Malète di bièrdjî,Palète di bièrdjî,Tahète.

ERYSINUM CHEIRANTHOIDES L.
Vélar fausse giroflée — Cochléaria

CHEIRANTHUS CHEIRI L.
Giroflée violier,G.des Murailles. — Murêt,Muralier,Meurêt, Tchaviolî.

HESPERIS MATRONALIS L.
Julienne des dames — Såvadje matrône.

DROSERA ROTUNDIFOLIA L.
Rossolis,rosée du Soleil. — Roseye dè solo.

SEDUM (en général)
Orpin — Crazès plantes.

SEDUM ACRE L.
Orpin âcre — Tète di soris,Pan d'oûhê.

SEDUM ALBUM L.

Orpin blanc — Trique madame,Pèruke, Pèrike,Mère di famile, Plante d'aguèce,Tète di vatche.

SEMPERVIVUM TECTORUM L.
Joubarbe,herbe du tonnerre. — Savadje artichô,Corone di Sint Tch'han.

RIBES GROSSULARIA L.
Groseillier à maquereaux — Sâvadje gruzalî,Gr.à blètes.
Groseille — Gruzale,Grujale.

RIBES NIGRUM L.
Groseillier noir, Cassis. — Gruzali di wâdion,Gr; di wandion, Neûr gruzalî

RIBES RUBRUM L.
Groseillier rouge. — Gruzali du mam'zèle, Gr.di K'mére,

COTONEASTER INTEGERRIMA MED.
Cotonnier vulgaire — Pome di St Tch'han

CYDONIA VULGARIS PERS.
Cognassier — Cwin.

PYRUS COMMUNIS L.
Poirier commun — Sâvadje pèrè,Pètrè,Pèrî Pètrî,Pètralî.
Fruit:Peûre,Pètrê.

PYRUS (SORBUS) AUCUPARIA (L)EHRH
Sorbier des oiseleurs — Håvurna,Håvurgna,Håvèrna,Tchopinne.

PYRUS MALUS SUBSP.
SILVESTRIS ASCH.et GR.
Pommier sauvage — Sâvadje-mèsleye,Mèlêye, Poumî.

MESPILUS GERMANICA L.
Néflier d'Allemagne — Mèsplî
La nèfle:Mèsse.

MESPILUS (CRATAEGUS)
OXYACANTHA L.
Aubépine,Epine blanche — Stok,Spène,Pètchalî, Blanke sipène,Ardispène.
La cenelle Pètchale.

RUBUS IDAEUS L.
Ronce,Framboisier — Rodje Åmônî,Frambwèzi
La framboise:L'åmônne,Frambwèse.

RUBUS CAESIUS,PLICATUS ETC.
Ronce à fruits noirs (le fruit:Meuron ou Mûron et non pas Mûre, qui est l'infrutescence du Mûrier). — Ronke,Neîr åmonî. Neûre åmonne,Meule, Ambe,Amponne.

FRAGARIA VESCA L.
Fraisier comestible — Frévî,Fravî.
La fraise:Fréve.

POTENTILLA ANSERINA L.
Potentille anséirine, Argentine — Ådjintène,Pate d'Åwe.

POTENTILLA SILVESTRIS NECKER.
Potentille tormentille — Mômsûre dès diâle.

GEUM URBANUM L.
Benoîte officinale. — Jèbe di feu,Jèbe di pwinfi.

FILIPENDULA ULMARIA MAX.
Spirée ulmaire, Reine des Prés. — Rinne dès Prés, Pi d'bo, Bâbe di gate.

ALCHEMILLA VULGARIS L.
Alchemille vulgaire — Pî liyon.

AGRIMONIA EUPATORIA L.
Aigremoine offle — Agrimône, Êgrimône.

SANGUISORBA MINOR SCOP
Sanguisorbe, Pimprenelle — Pinpurnel.

SANGUISORBA OFFICINALIS L.
Sanguisorbe offle — Hom'song.

ROSA CANINA L., ARVENSIS L. Etc.
Rosier de chien, Eglantier. — Rôhe ou Ronhe à Palètes
Rosier sauvage. — Bènèye ronhe, Heûpî, Rôse D'hâye, Sâvadje rôsî, Rôse di tchin, Heuponî.
Le Cynorrhodon = — Heûpon, Grète-Cou.

ROSA RUBIGINOSA L.
Rosier rouillé. — Rôse-bènite.

PRUNUS (Cerasus) AVIUM L.
Cerisier des oiseaux, Merisier. — Tchèrsi, Cèréhi, Sâvadje tchèrsi, Tchèrsi d'bwès.
La merise : Cèréh', Çèlih' etc.

PRUNUS (Cerasus) VULGARIS L.

Cerisier vulgaire, griottier — neûr griyinnî.

Griotte — Griyinne

PRUNUS PADUS L.
Cerisier putiet ou à grappes, Bois joli — Flêran bwès.

PRUNUS SPINOSA L.
Cerisier épineux, prunellier, épine noire — Neûre sipène, purnali hotalî.
La prunelle: — purnale, hotale.

PRUNUS INSITITIA L.
(Cerisier) Prunier sauvage — Bilki ou biloki d'pourcê
Le fruit: — biloke di pourcê, - priyèsse

GENISTA TINCTORIA L.
Genêt des teinturiers — jèbe di tédeu, -di tindeu.

SAROTHAMNUS SCOPARIUS WIMM.
Sarothamne, genêt à balais — Gngniès, djûgnès (ê noms pour les genista)

ONONIS REPENS L.
Bugrane rampante — Stanjche-boû.

ONONIS SPINOSA L.
Bugrane épineuse — Stanjche-boû, arrè d'boû rèsse-boû, rès'boû, arèsse-boû.

MEDICAGO LUPULINA L.
Minette, lupuline, mignonette. — Pice-cou, fleûr di coucou

MEDICAGO SATIVA L.
Luzerne cultivée — Luzinr', lizeûre.

MELILOTUS OFFICINALIS MEDIK.
Mélilot officinal — Trimblène di tchvô.

TRIFOLIUM ARVENSE L.

Pied de lièvre — pî d'lîve

TRIFOLIUM INCARNATUM L.
Trèfle incarnat — Trimblène di France.

TRIFOLIUM MINUS RELH.
Trèfle petit — Cwervèce, djène coucou.

TRIFOLIUM PRATENSE L.
Trèfle des prés — Trimblène, trifoliom'.

TRIFOLIUM REPENS L.
Trèfle rampant — Blanke trimblène, trimblène di bèrbis.

LOTUS CORNICULATUS L.
Lotier corniculé — Pates di tchèt.

COLUTEA ARBORESCENS L.
Baguenaudier — Ab'à vesseye, pètård.

ASTRAGALUS GLYCYPHYLLUS L.
Astragale réglisse — Sâvadje réglice,-récolice, canari, båbe-di-rnå.

ORNITHOPUS PERPUSILLUS L.
Ornithope petit — Pî d'houhê.

VICIA ERVILIA (L.) WILLD.
Pois de pigeon — Peû di colon.

FABA VULGARIS MOENCH.
Fève de marais — Palace,fêve di marais grozès féves.

FABA VULGARIS var.MINOR
Fèverole — Favète.

PISUM ARVENSE L.
Pois des champs — Peû-d'tchant

GERANIUM (le genre)
Géranium — Bètch di gråwe.

GERANIUM ROBERTIANUM L.
G. Herbe à Robert — Rodje rèsponse.

OXALIS ACETOSELLA L.

Oxalide petite oseille, cousurelle, pain de coucou	Coucou, fleûr di coucou, pan d'coucou, aléluyâ.
LINUM CATHARTICUM L.	
Lin	Lin.
MERCURIALIS ANNUA L.	
Mercuriale annuelle	Hiteroûle, colâ-roubin, bièrnâ-roubin, djernâ-roubin, djote di tchin.
EUPHORBIA CYPARISSIAS L.	
Euphorbe cyprès	Pitit sapin
EUPHORBIA PEPLUS L.	
Euphorbe peplus	Côy dè diâle.
BUXUS SEMPERVIRENS L.	
Buis	Pôxi.
ILEX AQUIFOLIUM L.	
Houx	Hu, hous, grète-cou
EVONYMUS EUROPAEUS L.	
Fusain d'Europe	Bonèt d'prièsse, tchapê d'prièsse, côd'aguèce bonèt d'curé.
ACER CAMPESTRE L.	
Erable champêtre	Bwês d'poye, doya.
ACER PSEUDOPLATANUS L.	
Erable faux platane, sycomore	Bwès d'cok.
AESCULUS HIPPOCASTANUM L.	
Marronnier d'Inde	Maronî, savâdje maroni, sâvadje castognî, sâvadje cascognî.
Le fruit:	Savadje maron (Ne pas confondre le marron avec la châtaigne, celle-ci comestible).

IMPATIENS NOLI-TANGERE L.
Balsamine jaune, n'y touchez pas — Pètâr.

RHAMNUS FRANGULA L.
Bourdaine, frangule — Neûr broke, neûr bwès, neûr bår, bwès d'broke.

VITIS VINIFERA L.
Vigne — Vègne
La grappe: troke
Le grain de raisin: ô peû d'raisin ou d'troke.

PARTHENOCISSUS (AMPELOPSIS) VITACEA HITCHCOCK
PARTHENOCISSUS (AMPELOPSIS) TRICUSDATA PLANCH
PARTHENOCISSUS (AMPELOPSIS) QUINQUIFOLIA PLANCH
PARTHENOCISSUS (AMPELOPSIS) QUINQUIFOLIA PLANCH var. VEITCHII
Vigne vierge — Såvadje vègne, vigne-vièrje.

TILIA CORDATA MILL. et EUROPAEA L., SMITH
Tilleul — Tiyou, tillot, tèyou.

ALTHEA OFFICINALIS L.
Guimauve cultivée — Blanke måvlète, guimôve.

MALVA MOSCHATA L.
Mauve musquée — Måvlète muskèye.

MALVA ROTONDIFOLIA L.
Mauve à feuilles rondes, petite mauve, herbe de St Simon — Frumjon, frumhion, froumadje.

MALVA SYLVESTRIS L.
Mauve sauvage — Såvadje måvlète.

HYPERICUM PERFORATUM L.
Millepertuis perforé — Fleûr di vierje Marêye.

VIOLA CANINA L.

Violette de chien	Violti di t'chin.
VIOLA ODORATA L.	
Violette odorante	Violète, viol'ti.
VIOLA TRICOLOR L.	
Pensée sauvage, violette des champs	Pinsêye, pinsète.
DAPHNE MEZEREUM L.	
Daphné mézéron, bois gentil, bois joli.	Ingleti,engleti,bwès joli,joli bwès.
HEDERA HELIX L.	
Lierre	Leûr.
ERYNGIUM CAMPESTRE L.	
Panicaut champêtre	Bleû tièrdon.
CHAEROPHYLLUM TEMULUM L.	
Cerfeuil puant, cerfeuil bâtard, cerfeuil penché	Såvadje chèrfou.
TORILIS ANTHRISCUS(L.) GMEL.	
Anthrisque, cerfeuil	Chèrfou, tièrfou, cièrfou.
APIUM GRAVEOLENS L.	
Céleri	Célèri.
PETROSELINUM SEGETUM (L.) KOCH.	
Persil des moissons	Soflêt.
AEGOPODIUM PODOGRARIA L.	
Herbe aux goutteux, égopode.	pas d'cok, pi d'âgne, aw'hê.
PIMPINELLA SAXIFRAGA L.	
Petit boucage	Pi d'gade.
OENANTHE AQUATICA (L.) Pois.	
Oenanthe hellandre, persil des marais	Pièrzin d'Kotieg (catièdje=marais).

FOENICULUM OFFICINALE ADAM.
Fenouil officinal — Funo, f'no.

AETHUSA CYNAPIUM L.
Petite ciguë — Såvadje pièrzin.

MEUM ATHAMANTICUM JACQ.
Méon athamante — Rècène di fagne,golande.

LEVISTICUM OFFICINALE L.
Ache des montagnes, livèche — Lavace.

ANGELICA SILVESTRIS L.
Angélique — Anjélique, pi d'bo, pi d'gade,pierzin d'Macîdône.

PASTINACA SATIVA L.
Panais — Panâche, panê, panâde, panâte, pat'neye.

HERACLEUM SPONDYLUM L.
Berce, blanc Ursine — Poyôw panâhe, såvadje panâhe.

DAUCUS CAROTA L.
Carotte commune — såvadje rècène.

CORNUS MAS L.
Cornouiller mâle — Cougnoûlî,
Le fruit: Coûgnoûle.

CORNUS SANGUINEA L.
Cornouiller sanguin — Blank brok, såvadje cougnoûlî, diâle bat' si mére.

VACCINIUM MYRTILLUS L.
Airelle myrtille — Frambâhî, frombâhî.
Le fruit: Frambâhe, frambâdiote, frombâhe.

VACCINIUM ULIGINOSUM L.
Airelle des Fagnes, myrtille des loups — Frambâhî d'leû.

VACCINIUM VITIS-IDAEA L.
A.ponctuée (le fl=airelle) rodje frambâhi.

CALLUNA VULGARIS SALISB.
Callune vulgaire, Brouwire, brouhîre.
Bruyère.

PRIMULA ELATIOR SCHREBER
Primevère élevée Matène.

PRIMULA OFFICINALIS HILL.
Primevère officinale Clédièt, clédjè, clindjè,
clé-d'paradis, pi d'cane.

LYSIMACHIA NEMORUM L.
Lysimaque des bois Djène moron.

LYSIMACHIA NUMMULARIA L.
Lysimaque nummulaire, bê-solo.
herbe aux écus

ANAGALLIS ARVENSIS L.
Mouron des champs, Rodje moron.
m.rouge,miroir du temps

FRAXINUS EXELSIOR L.
Frène élevé Frinne, frêne, fragne.

SYRINGA VULGARIS L.
Lilas Murguèt, claw'çonî,
kènèlî, djasmin
Ce nom de "djasmin" qui est donné au lilas (*Syringa*) dans la région de Huy, s'applique dans d'autres endroits au *Jasminum nudiflorum* LIND. et plus souvent encore au seringa, (*Philadelphus coronarius* L.)

LIGUSTRUM VULGARE L.
Troëne commun Blanc-bår,bwès d'brokes,
négostrom',rèdjistrom'.

CENTAURUM UMBELLATUM GILIB.
Petite centaurée Pitite cintorêye.

MENYANTHES TRIFOLIATA L.
Ményanthe trifolié

trèfle d'eau.	Trifolium, trinblène d'êwe ou di marasse.

VINCA MINOR L.

Pervenche à petites fleurs.	Pâkî d'pucèle, pussâti d'avri,vintche pèrvin tche.

ATROPA BELLADONNA L.

Belladone	Bêle dame.

HYOSCYAMUS NIGER L.

Jusquiame noire.	Plante di mwèrt.

PHYSALIS ALKEKENGI L.

Coqueret,amour en cage.Rodje vesseye,lantiène.

SOLANUM NIGRUM L.

Morelle noire.	Sâvadje crôpire, peus d'macrale.

SOLANUM TUBEROSUM L.

Pomme de terre	Crôpire,patate,canada, crompire.

Les tiges=lès rantches.

DATURA STRAMONIUM L.

Stramoine, pomme épineuse.	Pan d'rate, peus d'rate.

VERBASCUM NIGRUM L.

Molène noire.	Sâvadje bouyon.

VERBASCUM TAPSUS L.

Molène,bouillon blanc.	Blanc bouyon.

LINARIA ARVENSIS L.

Linaire des champs	Sâvadje romarin.

LINARIA CYMBALARIA L.

Linaire cymbalaire.	Tibale.

ANTIRRHINUM MAJUS L.

Muflier à grandes fleurs	Gueûye di liyon.

SCROPHULARIA AQUATICA L.
Scrophulaire aquatique. Yèbe di tchèptî (van HEURCK)

SCROPHULARIA NODOSA L.
Scrophulaire noueuse. Jèbe di tchèpti, yèbe di bi ɔk. Jèbe a hémorroïdes

VERONICA BECCABUNGA
Véronique beccabunga. Crèsson di tchvô, crèsson di tchin.

VERONICA CHAMOEDRYS L.
Véronique petit-chêne. Oûye d'andje, bleu moron.
(L'oûy d'andje s'applique aussi au myosotis et bleu moron devrait plutôt être le nom de *ANAGALLIS ARVENSIS var. CAERULEA* SCHREB.)

DIGITALIS PURPUREA L.
Digitale pourprée,
Gant de Notre Dame. Deukêt d'Notru Dame.

EUPHRASIA OFFICINALIS L.
Euphraise, casse-lunette. Casse-lunète.

ALECTOROLOPHUS MAJOR REICHB.
Rhinanthe majeure Pwèt'vesseye, ou crèsse
ALECTOROLOPHUS MINOR WIMM. di cok.
Rhinanthe mineure.

MELAMPYRUM ARVENSE L.
Mélampyre des champs. Cawe di rnå, pi d'bo.

CALYSTEGIA SEPIUM(L)R.BR.
Liseron des haies. Hêna vôvale, bôvale, cwerdi, lignoule, rantchon.

CONVOLVULUS ARVENSIS L.
Liseron des champs. Vôvale, pi d'gade, belle di joû.

CUSCUTA EUROPAEA L. ET
CUSCUTA EPITHYMUM(L)MURR.
Cuscute, teigne. Båbe di mcnie.

CYNOGLOSSUM OFFICINALE L.
Cynoglose officinale — Linwe di tchin.

SYMPHYTUM OFFICINALE L.
Consoude officinale, grande consoude — Crâsse rècène, orèyes d'âgne.

BORRAGO OFFICINALIS L.
Bourrache. — Bourrache, bourrace.

PULMONARIA OFFICINALIS L.
Pulmonaire commune. — Grands pères, yèbe a poumon.

MYOSOTIS SCORPIOIDES L.
Myosotis, ne m'oubliez pas. — Oûy d'andje, orèyes di soris.

MYOSOTIS ARVENSIS (L)HILL.
Myosotis intermédiaire. — Sâvadje oûy d'andje.

LITHOSPERMUM OFFICINALE L.
Grémil officinale. — Té-dè-pay.

ECHIUM VULGARE L.
Vipérine commune. — Sâvadje bourrache, linwe di bo.

VERBENA OFFICINALIS L.
Verveine officinale. — Vervène, vervinne, verlinne.

AJUGA REPTANS
Bugle-rampante, bugle officinale. — Bugue.

MARRUBIUM VULGARE L.
Marrube vulgaire. — Maroupe, maroube, maribe.

NEPETA CATARIA L.
Népéta chataire, herbe aux chats. — Yèbe di tchèt.

GLECHOMA HEDERACEA L.
Lierre terrestre — Esse.

BRUNELLA VULGARIS L.	
B. vulgaire	P'tit bonèt.
LAMIUM ALBUM L.	
Lamier blanc,(fausse-ment appelé ortie blan-che).	Blanke oûrteye,pou-pèye, molinê.
LAMIUM GALEOBDOLON CRANTZ	
Galéobdolon jaune (Ortie jaune)	Djène oûrteye (Ce nom ne doit pas s'appliquer aux Galéopsis).
GALEOPSIS DUBIA LEERS	
Galéopsis à grandes fleurs	Oûrteye d'agâ.
GALEOPSIS TETRAHIT L.	
Galéopsis tétrahit	Oûrteye di grins
LEONURUS CARDIACA L.	
Agripaume cardiaque	Cardiak, jèbe al'matrice
BALLOTA NIGRA SUBSP.FOETIDA ASCH.	
Ballote fétide.	Neure maroupe.
STACHYS OFFICINALIS (L) TREVISAN	
Bétoine.	Oûy di boûf.
STACHYS SYLVATICUS L.	
Epiaire des bois.	Rodje ourteye,flêrante ourteye.
SALVIA OFFICINALIS L.	
Sauge officinale	Sèdje.
MELISSA OFFICINALIS L.	
Mélisse citronnelle.	Citronèle, mélisse.
HYSOPUS OFFICINALIS L.	
Hysope officinale	Isiole.
ORIGANUM VULGARE L.	

Origan commun,marjolaine sauvage.	Sôvadje mariolinne.
THYMUS SERPYLLUM L. Thym serpolet.	Poleûr, poli, pouli, poyi, polé.
LYCOPUS EUROPAEUS L. Lycope.	Pi d'leû.
MENTHA (DIV). Menthe (div).=	Mante,minte,pastile, rodje minte,peuvrèye minte, bèrgamote.
PLANTAGO CORONOPUS L. Corne de cerf.	Pi d'cwèrnèye.
PLANTAGO LANCEOLATA L. Plantain lancéolé	Linwe di tchin.
PLANTAGO MAJOR L. Plantain à larges feuilles.	Plantrêne.
PLANTAGO MEDIA L. Plantin moyen.	Ptite plantrène.
GALIUM APARINE L. Gaillet grateron	Grète cou.
GALIUM CRUCIATA L. Gaillet croisette.	Creûhète.
SAMBUCUS EBULUS L. Sureau Yèble	Sôvadje saoû, ptit saoû.
SAMBUCUS NIGRA L. Sureau noir.	Saoû.
SAMBUCUS RACEMOSA L. Sureau à grappes	Saoû à rodjes peus, rodje saoû.

VIBURNUM OPULUS L.
Viorne obier. Matôni, maton.

VIBURNUM LANTANA L.
Viorne mancienne. Peu d'macrale.

LONICERA PERICHYMENUM L.
Chèvrefeuille. Sucrète,fleur di suzète, fleur d'avièrye,fleur di Notru-Dame,lessê di Notru Dame, lèssê d'noss' Dame,biberon.

VALERIANELLA OLITORIA (L.) MOENCH.
Mâche,doucette. Doûcète, orèye di lîve.

DIPSACUS FULLONUM MILL.(SATWUS HONCK)
Chardon à foulon. Pingne, pégne.

DIPSACUS SILVESTER MILL.
Cabaret des oiseaux. Pégne di macrale.

KNAUTIA ARVENSIS (L.) COULT.
Knausie. Bleus botons.

SUCCISA PRATENSIS (MOENCH)
Scabieuse,mors du diable. Fleûr di tonîre, jèbe dès diale.

BRYONIA DIOICA L.
Bryone dioïque Rècène di golâte,rècène di pourcê,rècène dè diale,gôlon ,gôlô,gôlante.

CUCUMIS MELO L.
Melon. Mêlon.

CUCUMIS PEPO L.
Potiron. Pèturon.

CAMPANULA PERSICIFOLIA L.
Campanule à feuilles de pêcher. Dés.

CAMPANULA RAPUNCULOIDES L.
Campanule fausse raiponce. Dés.

CAMPANULA RAPUNCULUS L.
Campanule raiponce. Responce,hilète (clochète?).

CAMPANULA TRACHELIUM L.
Campanule trachélie. Såvadje responce.

JASIONE MONTANA L.
Jasione des montagnes. Bleus botons(comme la *KNAUTIA ARVENSIS* L.)

SOLIDAGO VIRGA-AUREA L.
Solidago verge d'or. Vedje d'ôr.

BELLIS PERENNIS L.
Pâquerette vivace, petite marguerite. Magriyète.

ASTER SP.
Aster. Oûy dè Bon Diu.

ANTENNARIA DIOICA GAERTN.
Antennaire dioïque. Pi d'tchèt.

GNAPHALIUM (LUTEO ALBUM L.?)
Gnaphale. Pi d'gade.

INULA CONYSA D.C.
Inule conyse, herbe-aux-mouches. Jèbe di mohes.

INULA HELENIUM L.
Aunée. Oneye, (gôlande(van Heurck)?.

HELIANTHUS TUBEROSUS L.
Topinambour, H. tubéreux. Canada.

ANTHEMIS ARVENSIS L.
Anthémide des champs.Camamèle di tchant.

ANTHEMIS COTULA L.
Anthémide cotule,maroute. Flêrante camamèle.

ANTHEMIS TINCTORIA L.
Anthémide des teinturiers. Djène camamèle.

ACHILLEA MILLEFOLIUM L.
Achillée millefeuille.Mîfou,jèbe di Notru-Dame.

ACHILLEA PTARNICA L.
Achillée sternutatoire.Sôvadje boton Nôrdjun.

MATRICARIA CHAMOMILLA L.
Camomille,matricaire. Camamèle,jèbe di matrice.

CHRYSANTHEMUM LEUCANTHEMUM L.
Ch.Leucanthème,grande marguerite. Sint Dj'han,Sint Tch'Han,margarite.

CHRYSANTHEMUM PARTHENIUM BERNH.
Grande camomille,matricaire. Camamèle.

CHRYSANTHEMUM SEGETUM L.
Ch.des moissons,ch. doré . Fleûr di Jalhay,djène marguêrite.

CHRYSANTHEMUM TANACETUM KARSCH.
Tanaisie. Jèbe di porcèchon,tènhèye,jèbe a lin.

ARTEMISIA ABSINTHIUM L.
Absinthe. Absinte,absète,foi, rabadjôye

ARTEMISIA CAMPESTRIS L.

Armoise champêtre. Lèvrone.

ARTEMISIA VULGARIS L.
Armoise vulgaire. Fleûr di Sint Dj'Han.

TUSSILAGO FARFARA L.
Tussilage,pas d'âne. Pas d'âgne,fleûr di St-Julien,fleûr,foye ou jèbe di St Djôzef.

PETASITES HYBRIDUS(L.)PL.WETT.
Pétasite. Tchapê d'êwe,paraplu, foye di StAntône.

ARNICA MONTANA L.
Arnica. Oûy di boûf.

SENECIO VULGARIS L.
Seneçon vulgaire. Sumeçon,Kokay,coqueray (moron Van Heurck.

CALENDULA ARVENSIS L.
Calendule des champs, souci. Fleûr di boûre(mwèrt?).

ARCTIUM MINUS BERNH ET LAPPA L.
Bardane(diverses). Aflitche,afitche,piskou potche-ê-cou,pontch'ê-cou,wihot,plaque-madame, noms donnés souvent au capitule).

CARDUUS (GENRE)
Chardons. Tchèrdons.

CIRSIUM ACAULE (L.)WEBER.
Cirse acaule. Linwe di fame.

CIRSIUM ARVENSE L.
Cirse des champs. Tchèrdons(nepas confondre avec le CARDUUS

CIRSUM L.moins ce nom.

CENTAUREA CYANUS L.	
Centaurée bluet,barbeau.	Pluwèt,bleûvès coyes, bluet,bleû baron,fleûr d'aloumîre.
CENTAUREA JACEA L.	
Centaurée jacée.	Flotchète, jaceye.
CICHORIUM INTYBUS L.	
Chicorée sauvage(fl. bleue)ne pas confondre avec le Pissenlit(Taraxacum).	Såvadje chicorèye(écoreye).
HIERACIUM PILOSELLA L.	
Epervière piloselle.	Orèye di rat.
TARAXACUM OFFICINALE WEBER	
Pissenlit.	Florin d'ôr,chicorèye, chécorèye.
SONCHUS ARVENSIS L.	
Laiteron des champs.	Lap'son,lamp'son d'tchant lam'son,lak'son,lêr'djon.
SONCHUS ASPER HILL.	
Laiteron rude.	Comme le précédent.
SONCHUS OLERACEUS L.	
Laiteron de jardin.	Lap'son,lamp'son,palå d'lîve.
TRAGOPODON PRATENSIS L.	
Salsifis des prés.	Knoe,båbe di bo,såvadje salsifis,K(i)noye,pèta.
SCORZONERA HISPANA L.	
Scorzonère d'Espagne	Scôrsionère,côrsionèle, côrchonèle,pèta.
NARTHECIUM OSSIFRAGUM HUDS.	
Narthécie des marais.	Djène jacinte.
COLCHICUM AUTUMNALE L.	
Colchique d'automne	Sizète,hite di vê,jèbe å piou, veyote.
ALLIUM (divers)	

Ails dès-as.

ALLIUM SCHOENEPRASUM L.
Ciboulette,civette, Brèle,porète,cibolète.

ALLIUM URSINUM L.
Ail des ours. Aillèt.

ASPARAGUS OFFICINALIS L.
Asperge officinale. Aspére.

MAIANTHEMUM BIFOLIUM L.
Maïanthème. Sâvadje muguet.

POLYGONATUM BIFOLIUM L.
Sceau de Salomon. Fleûr di coloûve.

CONVOLARIA MAJALIS L.
Muguet. Murguèt,muguèt,pate-rôse.

JONCUS GLAUCUS L.
Jonc des jardiniers. Djions dès djardinîs.

JONCUS BUFONIUS L.
Jonc des crapauds. Djions dès crapôs.

NARCISSUS POETICUS L.
Narcisse des poêtes. Blanc baron.

NARCISSUS PSEUDONARCISSUS L.
Narcisse faux - narcisse,Jeannette. Fleûr d'avri,coue,cogne djène baron,pucèle;fleûr di romboulis ou rombouhi, tabu.

(Djène baron d'après le dictionnaire liégeois = jonquille. En réalité Djène baron ne désigne pas la jonquille *NARCISSUS JONQUILLA* L. d'origine méditerranéenne, mais bien *NARCISSUS PSEUDONARCISSUS* L., plante indigène que les marchandes de fleurs substituent à la vraie jonquille).

IRIS PSEUDACORUS L.
Iris faux-acore. Flouri,sâbe,coûtè d'êwe, cladjot.

ARUM MACULATUM L.
Gouet, pied de veau — Poupo-lôlô,papa-lôlô.

TYPHA LATIFOLIA L.
Massette,quenouille — Djion à makète.

SPARGANUM RAMOSUM HUDS.
Ruban d'eau. — Tièrdon d'êwe,ruban d' êwe.

ERIOPHORUM (LE GENRE)
Linaigrette. — Tchitchoûle,tchåtchoûle, tchitchå.

BROMUS (LE GENRE).
Brcmes. — Drôhe.

BRIZA MEDIA L.
Brise moyenne,amourette. Hilète,linwe di fâme.

MOLINIA COERULEA MOENCH.
Molinie bleue — Fènèsse,f'nesses,snèf'

PHRAGMITES COMMUNIS TRIN.
Roseau. — Cladjot,rozê,rozia,roja.

LOLIUM, FESTUCA ET BROMUS SECALINUS L.
Ivraies,fétuques et le brome du seigle.(Suivant les endroits,l'un ou l'autre) ordinairement c'est le *LOLIUM PERENNE* L. — Drâwe.

CYNASURUS CRISTATUS L.
Crételle des prés. — Cwåré.

AGRIOPYRUM CANINUM L.
Chiendent — Dint-d'-tchin,plène,pâne,plâne.

TRITICUM SPELTA L.
Epeautre. — Sipète.

TRITICUM MONOCACCUM L.
Engrain,petite épeautre. — Rgon (Flore Michel).

TRITICUM VULGARE VILL.
Froment, blé. Blé, frumin.
L'épi = Pôte.

SECALE CEREALE L.
Seigle Wassin,r'gon,sôye.

HORDEUM DISTICHUM L. ET VULGARE L.
Orges cultivés. Wèche,woije, wèdje.
Orge germé=Brâ.

HORDEUM MURINUM L.
Orge queue de rat. Câwe di rat.

LOLIUM TEMULENTUM L.
Ivraie énivrante. Dwèrmant,dôrmale.

AVENA FATUA L.
Folle avoine. Sâvadje avonne.

AVENA SATIVA L. (FATUA SUBSP.)
Avoine cultivée. Avonne, avône.

PHALARIS ARUNDINACEA (L.) DUMAT.
Baldingère. Ruban.

PHALARIS CANARIENSIS L.
Alpiste des Canaries. Milèt plat,cânar'reye.

SETARIA ITALICA P B.
Millet des oiseaux. Milèt rond,lès'minces,lé s'mêce.

PANICUM MILIACEUM L.
Millet commun. Milèt.

TRITICUM VULGARE L. ET SECALE CEREALE L.
Méteil. Mèsteûre, mosteûre.

PLANTES PTERIDOPHYTES ET PHANEROGAMES

NON COMPRISES DANS LA FLORE BELGE

PHALARIS ARUNDINACEA L., Baldingera picta(Hort)
Baldingère panachée. Ruban,riban d'Paris.

ZEA MAYS L.
Maïs. Trouc, maîs.

ALOE, (LE GENRE).
Aloes. Alwès.

ALOE VARIEGATA L.
Aloes variable. Parokèt, pêrokèt.

ALLIUM PORRUM L.
Poireau. Porê.

ALLIUM ASCALONICUM L.
Echalote. Ognon à trokète ou trokèt.

ALLIUM CEPA L.
Oignon. Ognon.

LILIUM ALBUM L.
Lis blanc. Feû-d'lis, li,floudri.

TULIPA (LE GENRE).
Tulipe. Tulipâ.

IRIS GERMANICA L.
Iris germanique. Coûtê,sâbe,tulipâ d'mér, coûtê d'mér.

ZINGIBER OFFICINALE L.
Gingembre officinal Gingib (dict.Cambresier).

CURCUMA LONGA L.
Curcuma. Mèkin.

ORNITHOGALUM CAUDATUM JACQ.
Ornithogale. Ognon d'Edjipe.

SELENIPEDIUM CHICA REICHB.
Sélénipède.
VANILLA PLANIFOLIA L. Vanille.
Vanillier.

CORYLUS AVELLANA L. SP.
Avelinier,noisetier Heûhî.
(cult.) Le fruit = Neuh' di Lombardise,bardouhe,imprt.cascâgne.

CASTANEA VULGARIS LAM.
Châtaignier. Cascognî,castagnî,sâvadje maronî.
La châtaigne=Maron (voir note de "*AESCULUS*").

FICUS CARICA L.
Figuier. La figue = Fik.

RHEUM (LE GENRE).
Rhubarbe. Rubarbe, rebore.

BETA VULGARIS Vté CIELA L.
Poirée, bette. Bète, lombardè.

SPINACIA OLERACEA L.
Epinard. Spino.

AMARANTUS (LE GENRE)
Amarante. Passe v'lour.

MIRABILIS LONGIFLORA L.
Belle de nuit. Bèle-di-nut'.

DIANTHUS SP.
Oeillets Djalofreune,djalofrène.

DIANTHUS BARBATUS L.
Oeillet des Poètes, bouquet parfait. — Powi, boukèt-tot-fêt, djalofrène a trokètes, djalofrène a pruzint.

DIANTHUS PLUMARIUS L.
Oeillet mignardise. — Frikèt, pitite djalofrène, pin'guète.

PAENIA (S.P.)
Pivoine. — Piyône, rôse di tchvô.

MAHONIA AQUIFOLIUM NUTT.
Mahonie à feuilles de houx. — Mahonî.

MAGNOLIA YULAN DERF.
Magnolia. — Tchand'leû, (tchand'lé).

MYRISTICA FRAGANS HOUTT.
Muscadier. Le fruit= — Neumoscode, mémoscâde, mémuscade, lémoscâde.

PARIETARIA SOLEIROLII SPR.
Helxine. — Pèrike, pèruke.

CINNAMONUM ZEYLANICUM NEES
Cannelle. — Kèninl'.

LAURUS NOBILIS CAV.
Laurier commun, laurier sauce. — Lawrî.

PAPAVER SOMNIFERUM L.
Pavot oriental. — Fleûr di tonîre, pavwér.

DICENTRA (DIELYTRA) SPECTABILIS LEM.
Dielytre, coeur de Marie. — Coûr di Janète, coûr di Mareye.

LEPIDIUM SATIVUM L.
Cresson-alénois — Cresson d'jârdin.

RAPHANUS RAPHANISTRUM L.

Raifort — Mostod' di capucin

RAPHANUS RAPHANISTRUM L. var.
Radis noir — Ramonasse.

MATTHIOLA INCANA R.BR.
Giroflée — carantin

Id. var. ANNUA
Giroflée quarantaine. — Carantin.

HESPERIS MATRONALIS L.
Julienne de Mahon. — (Dob')matrône.

RESEDA ODORATA L.
Réséda — Rézète, rôse d'Edjipe, jébe d'amour.

SAXIFRAGA IMBROSA L.
Désespoir du peintre. — Rôzète.

HOTEIA JAPONICA C.MCRR.
Astilbe (inexactement Reine des prés) — Rinne dès prés.

PHILADELPHUS (Seringa) CORONARIUS L.
Seringa. — Improprement appalé Jasmin, voir *SYRINGA* (1°part.)

HYDRANGEA HORTENSIA SIEBOLDE
Hortensia — Ortanse, Ortinsiyå.

RIBES SANGUINEUM PURSH.
Groseiller des Alpes — Cårintinî.

PLATANUS ACERIFOLIA L.
Platane. — Plène.

SPIRAEA ARUNCUS L.
Spirée, barbe de bouc. — Båbe di gade.

POTENTILLA ATROSANGUINEA LODD.
Potentille des jardins. — L uwise.

QUILLAJA SAPONARIA MOLINA

Bois de Panama Bwès di Panama.

PRUNUS DOMESTICA L.
Prunier domestique. Prunî
Le fruit:Preune.

PRUNUS sp.
Prunier Reine-Claude Rinne ou rin'Glôtî
Le fruit: (Croteye)rinne Glôde ou rin'Glôde.

PRUNUS ARMENIACA L.
Abricotier Åbricotî.

PRUNUS sp.
Prunier Passe-abricot Bilkî,bilokî,passe-åbricotî
Le fruit:Passe-åbricot

PRUNUS PERSICA L.
Pêcher. Pîhî,
Le fruit:Pîhe.

CASSIA ACUTIFOLIA ANGUSTIFOLIA L.et OBOVATA L.
Casse fistuleuse:(casse mondée)casse à feuilles aiguës et autres (le follicule) Des foyes di sinne ou d'ôricule.
L'infusion: pèzê.

CERATONIA SILIQUA L.
Caroubier
Le fruit: Caroube / Carouge = Pan d'Sint-Jan.

LUPINUS POLYPHYLLUS L.
Lupin. Rézète d'Espagne.

GLYCYRRIHZA GLABRA L.
Réglisse. Récolisse,récoulisse.

LATHYRUS ODORATUS L.
Gesse odorante,pois de senteur. Peûs d'sinteûr.

PISUM SATIVUM L.

Pois — Peû d'serpète,peû d'souke (rames=ramayes ou rins d'peûs).

PHASEOLUS VULGARIS L.

Haricot — à perches:féves a pîces ou å ålons
nains: cropètes,bassètes ès féves.
verts: vètès féves.
flageolet:fladjolèt.

mange-tout à rames: rivète,féves às ålons.

En général le wallon confond sous le vocable "féve" les graines allongées de diverses Papilionacées.

PELARGONIUM ZONALE L'HERIT

Géranium — Jérâniyom,jénéraniyom, jénéralium,bètch di grâwe.

PELARGONIUM PELTATUM A. HORT.

Géranium lierre — Leûre,lière.

TROPAEOLUM MAJUS L.

Capucine. — Mastouche,capucène.

RUTA GRAVEOLENS L.

Rue des jardins. — Rowe.

CITRUS AURANTIUM L.

Oranger. — Oranjer
Le fruit: Pome d'oranje.

RHUS COTINUS L.

Sumac. — Åbe à pèrike.

IMPATIENS BALSAMINA L.

Balsamine. — Balzamène,beljamène,djamène.

ALTHAEA ROSEA L.

Rose trémière. — Rôse di mér,passe-rôse.

VIOLA TRICOLOR L.

Pensée — Pinsèye.

PASSIFLORA COERULEA L.

Fleur de la passion, passiflore. Fleûr dèl passion.

BERTHOLLETIA EXCELSA HUMB.
Bertholétie élevée, chataignier du Brésil. Les fruits: Neuh' di Brésil.

EUGENIA CARYOPHYLLATA THUNB.
Giroflier. Le bouton floral: peu ou clo d'clawson.

FUCHSIA (DIVERS).
Fuchsia. Clotiète, fuksiya, fluksiya.

APIUM GRAVEOLENS L.
Céleri plein blanc. Blanc céleri, célèri francès.

APIUM GRAVEOLENS sp.
Céleri rave, céleri navet. Célèri navèt, célèri d'ivièr.

PETROSELINUM SATIVUM HOFFM.
Persil. Pierzin.

PIMPINELLA ANISUM RIV.
Anis Anîse, anîzète.

FERULA ASSA FOETIDA L.
Férule. Kafouma, stron d'dial.

DAUCUS CAROLA L. V^tés SATIVUS RUPR.
Carotte cultivée. Rècène (les feuilles = cème).

PRIMULA (Div.)
Primevères des jardins. Plumevère.

PRIMULA AURICULA L.
Auricule, oreilles d'ours. Orêye d'ours.

CYCLAMEN EUROPORUM L.
Cyclamen. Pan d'pourcê.

DIOSPYROS EBENUM KOEN.
Ebénier,plaqueminier, ébène. Ebinne.

OLEA EUROPEA L.
Olivier. Olivî.

JASMINUM NUDIFLORUM LIND.
Jasmin commun. Djasmin.

NERIUM OLEANDER L.
Laurier rose. Lawrî.

CONVOLVULUS TRICOLOR L.
Belle de jour. Bèle-di-djoû.

HELIOTROPIUM PERUVIANUM L.
Héliotrope du Pérou. Jèbe d'amour,vanile,liyotrope,éliatrope.

ROSMARINUS OFFICINALIS L.
Romarin. Rômarin.

LAVANDULA SPICA L.
Lavande. Lavindje,lavinde,navinde, avintche.

MONARDA DIDYMA L.
Monarde didyme. Jandarme.

ORYGANUM MAJORANOIDES L.
Marjolaine. Maiolinne.

COLEUS BRUMEI BENTH.
Improprement appelé "Ortie panachée". Ourteye.

SOLANUM LYCOPERSICUM
Tomate. Pome d'amour.

SOLANUM PSEUDOCAPSICUM L.
Pomme d'amour,cerisette morelle faux pîment. Peuvri d'Espagne,(oranjé d'Espagne).

NICOTIANA TABACUM L.

Tabac.	Toûbac (sinoufe).

CALCEOLARIA CORYMBOSA R. ET P.
Calcéolaire en corymbe. Pantoufe, supalète, ôriliète, pôr-manôye.

MIMULUS MOSCHATUS DOUG.
Mimule musqué. Mus'musc.

VIBURNUM OPULUS L. Vté.
Viorne boule de neige. Matonî.

CUCUMIS SATIVUS L.
Cornichon, concombre. Côrnichon, concombre.

CITRULLUS COLOCYNTHIS SCHRAD.
Coloquinte. Colokinte, lampe a boubrale, botèye.

CUCURBITA PEPO L.
Courge, citrouille. Cahoûde.

CAMPANULA MEDIUM L.
Campanule à grandes fleurs. Carilion d'Holande.

BELLIS PERENNIS L. fl. PLENO.
Paquerette double. Dob'magriyète, crèssont' crèssode, crissode.

CALLISTEPLUS HORTENSIS CASS.
Reine-marguerite. Rinne marguerite.

HELIANTHUS ANNUUS L.
Hélianthe à grandes fleurs, tournesol. Grand solo, solo nizèt.

TAGETES PATULA L.
Tagète, oeillet d'Inde. Passe-vloûr.

ARTEMISIA DRACUNCULUS L.
Estragon. Dragone.

CALENDULA OFFICINALIS L.
Souci des jardins. Flaminète, pitit solo.

CINERARIA HYBRIDA WILLD.
Cinéraire. Sint Djosèph.

CICHORIUM INTYBUS L. V^té.
Chicorée de Bruxelles. Chécorèye di Brussèle.

Variété : Scarole. Escarole.

CICHORIUM ENDIVA L.
Endive. An'dîve.
ENDIVA: Variété.
Chicorée variété Barbe de Capucin. Bâbe-di-Capucin.

LAETUCA SATIVA L.
Salade, laitue. Salade.
T. pommée : Cabuzète, tournèye salode.

BULLETIN DES BOTANISTES LIEGEOIS T.I

Fascicule 2

P. BAAR

LES INCERTITUDES DE LA MYCOLOGIE

Boletus pseudoscaber Kbch. sp. n. 1935-37
et la question de *Boletus scaber*

Editions J.D.L.
1937

La question de l'identité de *Boletus scaber* Bull. pararaissait résolue. Dans une communication très écoutée, en session de la Société Mycologique de France en octobre 1934, notre excellent collègue anversois L.IMLER (1) attirait l'attention sur la confusion inaperçue au sujet de ce champignon si commun. Il faisait très judicieusement cette remarque:"Les espèces communes sont trop souvent négligées". C'est là l'explication de la controverse actuelle.

Le mycologue allemand FR. KALLENBACH de Darmstadt qui vient de reprendre la question est du même avis; il ajoute:"c'est ce qui rend l'étude approfondie des espèces communes, la plus difficile".

Tout le monde paraissait d'accord avec les conclusions d'IMLER, mais une toute récente publication de KALLENBACH (2) dans son grand ouvrage sur les Bolets en cours de publication depuis plus de dix ans, remet tout en question.Il faudra bien finir par trancher.

Une chose est évidente, c'est que la conception allemande s'oppose à celle qu'ont actuellement les maîtres français de la Mycologie.C'est ce dont IMLER s'était rendu compte; il était allé se documenter chez M.RENE MAIRE lui même. Les vues qu'il expose dans la note parue au Bulletin de la Société Mycologique ne lui sont donc pas personnelles, mais sont précisément celles de la Mycologie française contemporaine.

Or donc, KALLENBACH entreprend de démontrer qu'il y a maldonne. Il faudra bien maintenant se donner la peine d'y regarder de très près, ce qui semble avoir manqué à la base de toute cette incertitude.

(1) B.S.M. vol.50, p.301. Les tribulations d'un jeune mycologue à la recherche du vrai Boletus scaber.
(2) Die Pilze Mitteleuropas. Die Röhrlinge (Boletaceae) t.40, p.117-188

Le genre *Boletus* tel qu'il est actuellement défini se partage en plusieurs sous-genres que GILBERT a même récemment proposé d'ériger en genres. Le groupe dont *Boletus scaber* FR. ex BULL. est le prototype forme un sous-genre très homogène dénommé d'après KARSTEN: *Krombholzia* en application des règles de priorité.

Etait ce bien nécessaire à la gloire du grand mycologue allemand KROMBHOLZ de retenir son nom peu euphonique pour une dénomination appelée à être aussi familière. Or il paraît que R.MAIRE (3)ayant constaté que ce nom était préoccupé quelque part par un genre obscur, au lieu de profiter de l'occasion de trouver mieux, y substitue *Krombholziella* ce qui ferait, hélas, pour notre champignon: *Krombholziella scabra* ! Puisque le jeu des terminaisons suffit à la distinction, nous nous serions contentés de *Boletellus* à coté de *Boletinus* déjà familier. On ne ferait ainsi que suivre l'usage vernaculaire italien. Le nom vulgaire de notre champignon est Porcinello contre Porcino pour le *Boletus edulis*

Le sous-genre *Krombholzia* est au demeurant facile à reconnaître: il comprend des espèces à chapeau robuste, mais à pied allongé, assez égal, souvent relativement grêle et toujours hérissé de flocons dressés.

Boletus scaber BULL. à côté de *B.aurantiacus* du même auteur en sont les types bien marqués. Ils sont si communs que chacun les connaît ou croit les connaître, mais les mycologues réussissent à embrouiller tout celà! "Le savant déforme tout ce qu'il touche" a dit GILBERT.

La vérité est qu'il se passe ici ce qui se retrouve dans tous les genres bien homogènes.Les formes que l'on trouve dans la nature forment une suite continue. Les espèces qu'entreprennent de définir les auteurs sont des coupures arbitraires entre lesquelles on peut trouver tous les états intermédiaires. On risque donc fort de discuter dans le vide uniquement sur des noms.

(8) Dr.R.MAIRE;Fungi Catalannici-8 fascicule resté inédit à Barcelone à cause des évènements d'Espagne.

Une chose est également évidente, c'est que les diagnoses imprécises et trop courtes des anciens auteurs, l'absence de notation de certains caractères aujourd'hui spécifiques, le manque à l'appui d'échantillons types conservés en herbier avec les déterminations originales, rendent vaines toutes tentatives de fixer l'identité certaine des espèces décrites jadis trop sommairement.

La tâche des mycologues modernes est donc de définir correctement, méthodiquement, les espèces en s'aidant de toutes les ressources de la technique microscopique et des perfectionnements de l'iconographie.

Mais s'ils veulent conserver aux espèces ainsi étudiées les noms de la tradition et les décorer des sigles des pères de la Mycologie il ne faudrait tout de même pas être en contradiction manifeste avec leurs icones ou leurs définitions explicites.

Il semble bien que ce soit malheureusement le cas pour *Boletus scaber* BULL. et *B. leucophaeus* PERS. tels qu'on vient de nous les définir. C'est cette démonstration qu'entreprend KALLENBACH.

Voici le résumé de l'historique qu'il fait de la question:

Boletus scaber B. est basé sur une bonne planche (4) (n° 132) où chacun reconnaît le type familier du bolet grisâtre à chapeau d'abord hémisphérique, hyménium très bombé aux pores petits, blanchâtres comme les tubes très longs, presque libres, pied grêle aux flocons rugueux noircissants, chair mince, molle où le doigt s'enfonce, à peine changeante à l'air. Ce champignon les allemands l'appellent d'après sa station d'élection: "Birkenpilz" Bolet des Bouleaux. Retenons cette dénomination commode pour le *scaber* B. au sens des auteurs allemands.

FRIES dans son *Boletus scaber* englobe en une seule espèce et nombreuses variétés tout le genre *Kromtholzia* actuel. Il ne faut donc pas s'y

(4) PULLIARD; Herbier de la France, Histoire des champignons 1788.

arrêter. Remarquons cependant que la conception de FRIES a été suivie par un grand nombre d'auteurs postérieurs.

Comment est-il possible se demande KALLENBACH qu'on veuille donner au **Birkenpilz** le nom de *leucophaeus* PERS.. L'espèce de ce nom n'est décrite par PERSOON (5) que comme rare, trouvée en Angleterre et connue de lui seulement par une planche de SOWERBY 421. Cette icone est si peu probante que le Dictionnaire iconographique de de LAPLANCHE l'attribue avec un point de doute à *B. porphyrosporus* . De la description que donne PERSOON retenons seulement qu'il spécifie "chair blanc-grisâtre qui noircit à la cassure, ou l'exposition à l'air" ce qui est incompatible avec le **Birkenpilz.**

Ce nom de *leucophaeus* n'a d'ailleurs été repris par GILBERT (6) en 1931 que par un jeu de synonymie au lieu du nom de *B. rugosus* donné par FRIES au même champignon de SOWERBY.

L'espèce que les français sous le nom de *B. scaber* confondent avec le **Birkenpilz**, KALLENBACH la décrit comme nouvelle et l'appelle *B. pseudo-scaber*, sans faire à cette occasion, il compte bien sans doute y revenir à l'article scaber, le procès de la conception française.

La publication de KALLENBACH a subi deux temps d'arrêt. Nous eumes d'abord la planche 40 très fournie en octobre 1935, deux premières grandes pages de texte en juin 1936 et les quatre dernières pages en février dernier.

Ma première impression avait été d'une vieille connaissance maintes fois déterminée comme *tessellatus*, mais ce n'est pas si simple et ce n'est pas fini.

L'espèce en question est en tous cas bien plus rare que le **Birkenpilz**; elle vient surtout sous les Charmes, les Chênes et les Hêtres. La chair est plus ferme et noircit rapidement. Avec l'âge le chapeau se craquèle presque toujours.

(5) Mycologia europaea 1885 II, p.140.

(6) Les livres du mycologue Tome III,1931, Les Bolets, p.185.

IMLER qui avait déjà depuis longtemps eu son attention attirée,dès 1933 a parfaitement figuré ce champignon. Cette planche montrée à MAIRE avait été, chose curieuse déterminée par lui comme *B. tessellatus*:"sans aucun doute forme météorique inaividuelle, brunie rapidement". L'identité avec le champignon de KALLENBACH est cependant incontestable.

Mais l'auteur allemand reconnaît son champignon dans les figures que MAUBLANC (7) donne de *B. scaber* et même de *B. duriusculus*. Pour le premier nous touchons au noeud de la question. KALLENBACH cependant, qui passe QUELET sous silence, n'identifie pas autrement son *pseudo-scaber* avec le *scaber* QT. des mycologues français. Pour le deuxième c'est très contestable; mais KALLENBACH ne considère pas *B. duriusculus* SCHULZ. comme bonne espèce. Il se contente de dire que c'est la détermination qu'avaient donnée de son *pseudo-scaber* plusieurs correspondants. Il déclare au surplus n'avoir en SCHULZER qu'une confiance restreinte ce qu'il justifie par un exemple. Nous connaissons bien *B. duriusculus*, une espèce différente qui n'est pas rare chez nous. C'est un gros *Krombholzia* dont la chair ferme devient rose-saumon à la cassure et pousse sous les Peupliers et les Trembles. C'est une espèce autonome qui doit être retenue.

KALLENBACH rapproche par la texture cytologique de la cuticule son *B. pseudo-scaber* de *B. tessellatus* GILL. auquel il a donné le nom de *B. rimosus* VENT..Il y voit la raison de l'analogie des craquelures du chapeau. Il termine en disant que la seule façon d'en sortir est de définir convenablement l'espèce critique en lui donnant un nouveau nom: *B. pseudo-scaber* KBCH.

Or il semble absolument démontré que ce *B. pseudo-scaber* KBCH. est bel et bien le *B. scaber* des français,celui qu'a décrit QUELET (8) qui en donne à son habitude une diagnose précise

(7)Champignons de France II,1927 pl.145 et 146
(8)Flore mycologique 1888 p.486

originale.

Est ce lui qui est responsable de tout le malentendu? C'est bien probable! L'explication serait alors, qu'ayant sans y prendre garde décrit exactement le sosie, il aurait clos un peu hâtivement le chapitre sans plus s'occuper du Birkenpilz dont on ne retrouve nulle trace ailleurs.

La discussion se serre autour des caractères glabre ou tomenteux du revètement piléique et de la constitution récemment révélée par MAIRE du tissu même de la cuticule. Celle ci chez l'espèce glabre est formée de cellules rondes tandis que les revètements tomenteux sont formés d'hyphes entrelacés. Ici il y a une séparation très nette; si on avait des exsiccata des espèces de BULLIARD et de QUELET on serait bien vite fixé.

Le *scaber* des français est glabre et lisse au toucher bien que "légèrement pubérulent" comme dit QUELET.

De fait il y a parfois un duvet superficiel. Malgré que le caractère de la craquelure du chapeau soit en général insuffisamment observé, QUELET dit cependant "gercé par le sec", tout concorde avec le *pseudo-scaber* KBCH.

Où nous ne sommes plus d'accord avec l'auteur allemand c'est dans l'assimilation qu'il fait au point de vue de la texture de la cuticule entre *B.pseudo-scaber* et *tessellatus* (son *rimosus*). Si le premier présente des cellules rondes, ce sont des hyphes entrelacés qui forment le tissu de la cuticule du second.

C'est ce que m'a fait voir IMLER; l'échantillon de *tessellatus* était rapporté de la session de Barcelone en 1935, où nous avions rencontré de nombreux spécimens caractéristiques. La tranche d'exsiccata avait été coupée au laboratoire du Museo, de l'échantillon même, déterminé par MAIRE et examiné par lui au microscope.

Voici comment IMLER explique l'erreur de la microscopie de KALLENBACH. Les deux dessins que donne cet auteur figurent seulement les extrémités libres, dépassantes des hyphes, formées d'éléments courts presque globulaires ou légèrement

allongés, soudés en chapelets bout à bout plus ou moins intimement; ce sont ces bouts d'hyphes qui causent le tomentum. Le léger duvet fugitif de *pseudo-scaber* est aussi formé de la sorte et par dessus le tissu de cellules rondes, on aperçoit des bouts d'hyphes brunâtres répondant au dessin de KALLENBACH. On retrouve des formations semblables avec les hyphes entrelacés. Les prélèvements de l'auteur allemand auront été trop superficiels et son assimilation trop hâtive.

Quoiqu'il en soit de ces caractères microscopiques que viendront confirmer des observations ultérieures, il est indéniable que macroscopiquement *B. pseudo-scaber* est bien voisin de *tessellatus*. Les réactions chimiques sont aussi analogues. Remarquons aussi que QUELET avait donné en synonymie de son *scaber*, *B. nigrescens* RICH. R. synonyme unanimement reconnu de *tessellatus*. Ce n'est pas un lapsus. Le champignon original des auteurs français (9) pourrait fort bien être *pseudo-scaber*; mais ce n'est certe pas le cas de la belle planche de BOUDIER (10) beaucoup plus jaune, qui est incontestablement un authentique *tessellatus*.

Significatif aussi de la conception de QUELET le fait qu'à côté de son *scaber=nigrescens* RICH. et R. il distingue *tessellatus* qu'il appelle *B. scaber* var. *flavescens*.(11)

Tout cela est à revoir et ce sera la seule conclusion de ma note.

KONRAD (12) dressait en 1932 un tableau revu des *Krombholzia*, en ajoutant "Un dernier mot" en 1935. A cette occasion il faisait remarquer le sens purement subjectif de cette expression: "Objectivement il n'y aura jamais de dernier mot tant il est vrai que la science est mouvante et que toute classification mycologique n'est que provisoire et sera éternellement modifiée ".

(9) Richon et Rose; Les Champignons comestibles et vénéneux Pl.60

(10) Boudier; Icones mycologicae, t.144

(11) Quélet; Jura et Vosges, 17e spl. 1889, p.512 Lucand; t.298.

(12) Bul. Soc. Lin. Lyon, déc. 1932, p.148 et oct. 1935 p.199.

Au tableau de KONRAD il n'y aurait que bien peu de chose à retoucher: simplement dédoubler *scaber* laisser le *pseudo-scaber* en place et rétablir *scaber* B.: le **Birkenpilz**, dans le second groupe des V E R S I P E L L E S à côté de *B. holopus* = *niveus* FR. dont les caractères microscopiques l'avaient fait séparer à regret. Remarquons d'ailleurs que la question *scaber* ne s'était pas posée dans l'esprit de KONRAD et qu'il a toujours pensé au **Birkenpilz**.

Quant à *leucophaeus* il le citait seulement d'après GILBERT et déclarait ne pas le connaître. J'avoue d'ailleurs que j'étais dans le même cas, même après la lecture de l'article d'IMLER je n'avais pas réalisé qu'on voulait nous faire appeler le **Birkenpilz** *leucophaeus*. Je voyais ce dernier dans certaines formes brunâtres, à pied plus robuste, voisines d'*aurantiacus*.

En résumé la publication de KALLENBACH vient a point pour tirer au clair cette question de *B. scaber* et de son sosie. Sa dénomination est à ce point de vue bien choisie pour en sortir.

Quant à *B. leucophaeus* PERS. il ne tient pas, surtout pas pour le **Birkenpilz** auquel il faut restituer le nom de *B. scaber* B.

B. leucophaeus de GILBERT, à chair ferme noircissant, bien que donné sous les bouleaux n'a rien à voir avec le **Birkenpilz**. C'est peut-être une bonne espèce à laquelle il faut conserver le nom que lui a donné FRIES *B. rugosus* pour oublier un malentendu.

Voici le tableau retouché des *Krombholzia*.

Genus *Boletus*

Subgenus *Krombholzia*

1er Groupe de S C A B E R au sens de QUELET et des auteurs français.
Cuticule glabre formée de cellules rondes
Espèce unique: *B. pseudo-scaber* = *scaber* QT. = *nigrescens* RICH.R. sec QT.?

2e Groupe des V E R S I P E L L E S
Cuticule tomenteuse formée d'hyphes entrelacés
1) *B. tessellatus* GILL. = *rimosus* VENT. KBCH.

= *crocipodius* LETELL. GILBERT
= *scaber* var. *flavescens* QT.

2) *B. aurantiacus* BULL. } *rufus* SCHAEFF.
3) *B. floccopodus* GILB. } *versipellis* FR. pr.p.
= *rufescens* SECRET. KONR.
4) *B. scaber* B. (Birkenpilz)
= *leucophaeus* (PERS.?) sensu PELT. MAIRE IMLER 1934
5) *B. holopus* ROSTK. = *niveus* FR.
6) *B. duriusculus* SCHULZ. = *griseus* QT. sec GIL.
7) *B. rugosus* FR. = *leucophaeus* PERS. GILB. KONR.

Je terminerai par un appel aux observations attentives de tous les amateurs. Celle notamment du changement de couleur de la chair pourrait bien réserver des surprises. Au point de vue chimique les recherches faites jusqu'ici n'ont donné que des résultats insignifiants. Tout est encore à faire dans cette voie.

Quant à la valeur spécifique de ce caractère peut être est elle exagérée même dans le cas qui nous occupe. Le Birkenpilz n'est pas tout à fait immuable, sa chair tourne parfois à la longue légèrement au rose violacé.

En ce qui concerne une toute autre espèce, il est vrai, *B. variegatus* j'ai eu l'occasion d'observer le même jour au même endroit où il foisonnait, de surprenantes variations, depuis la chair immuable jusqu'au bleuissement intense. IMLER qui rencontre souvent *B. cyanescens* dans la Campine anversoise a eu entre les mains un échantillon qui ne bleuissait pas du tout.

Faisons aussi appel surtout aux observations microscopiques des échantillons d'herbier. Un *B. scaber* déterminé par QUELET, un *tessellatus* par Gillet, un *nigrescens* par KOZE seraient autant de lumières décisives insoupçonnées peut être dans ce qui flute de preuves reste malgré tout dans le domaine des présomptions. Toute la synonymie de *B. tessellatus* serait à revoir. Je m'adresse ici particulièrement à tous nos collègues français. La question mérite bien quelques recherches faciles pour certains.

Liége le 19 avril 1937

LABORATOIRE DE MORPHOLOGIE VEGETALE
et de
SYSTEMATIQUE (MYCOLOGIE)

Université de Liége

BULLETIN DES BOTANISTES LIEGEOIS T.I

Fascicule 3

A. MARECHAL

FLORULE DE LA BANLIEUE LIEGEOISE

COUP D'OEIL RETROSPECTIF DEPUIS 1890 OU DISPARITION DE NOMBREUSES STATIONS NATURELLES D'ESPECES LES PLUS REMARQUABLES

Editions J.D.L.

1937

D'après le titre de la note, ce n'est certes pas d'acquisitions nouvelles pour la flore liégeoise de la région mosane que je veux vous entretenir; c'est plutôt une oraison funèbre à la mémoire de nombreuses espèces végétales disparues à tout jamais et j'ai cru qu'avant de rayer leurs stations de nos catalogues, il convenait d'évoquer leur souvenir.

Aucun doute ne peut subsister, pour le botaniste averti, que la flore indigène de notre pays, la flore autochtone s'entend, va en s'appauvrissant de plus en plus. Les causes en sont multiples: les unes inhérentes à la déficience physiologique des organismes phytiques, les autres de nature anthropogène.

Il va sans dire que les éléments vulgaires du tapis végétal résistent le mieux aux éléments destructeurs, par suite de la multiplicité des individus, de leur vigueur et de leurs moyens de propagation et de reproduction. Quant aux plantes délicates, peu prolifiques, aux individus clairsemés dans des stations rarissimes de peu d'étendue, elles seront les premières à payer un large tribut à la disparition progressive, surtout si elles ont à lutter contre des associations à éléments vigoureux et rustiques.

Mais la principale cause de l'appauvrissement de notre flore, c'est l'action de l'homme, soit directement, soit indirectement.

Aujourd'hui surtout, les méthodes culturales, la sélection des semences, l'emploi des engrais chimiques, l'utilisation de plus en plus grande des terrains incultes, leur mise en valeur au point de vue agricole, industriel et urbain; les défrichements, les reboisements, les drainages, les comblements des mares, l'extension des pâturages, la construction d'établissements industriels, les grands travaux d'utilité publique tels que creusement des canaux et des ports avec toutes leurs annexes, l'établissement de nouvelles routes et voies ferrées, etc, etc: tous ces

travaux tendent, chacun suivant son mode d'action, à faire disparaître nos bonnes plantes rustiques en les remplaçant parfois par une flore uniforme dans les champs, les prairies et les bois. (Disparition des plantes messicoles, des fleurs variées des prairies, des essences indigènes)

Ces considérations générales établies, revenons à notre sujet plus restreint et voyons ce qu'est devenue, depuis environ cinquante ans, la flore indigène dans la périphérie de notre ville.

Nous sommes en 1890, dans les environs de Sclessin. Entre la rive gauche de la Meuse et la colline de Cointe, de Jemeppe au Val-Benoit, s'étendent des champs de froment, d'orge, de trèfle et même, fait assez rare, de *Dipsacus fullonum* (herbe à foulons), voisinant avec de grandes prairies naturelles qui se terminent à la superbe propriété du Val-Benoit, dans laquelle se trouve un étang riche en espèces hygrophiles. Les berges de la Meuse sont alors vierges de toute construction.

Quelles transformations depuis lors! Au cours des années, des chemins ont été tracés, de nombreux établissements industriels édifiés, les propriétés divisées et vendues comme terrains à bâtir; des stades sportifs, l'endiguement de la Meuse, le comblement de l'étang du Val-Benoit, la construction des nouveaux bâtiments universitaires: tous ces travaux ont changé complètement l'aspect de la "C a m p a g n e d e S c l e s s i n" appellation qui ne répond plus du tout à la réalité.

Encore par ci, par là, quelques coins de terrains vagues, restes d'anciennes briqueteries, servent de refuges à certaines espèces échappées, mais pour combien de temps?

Dans cette vaste plaine d'alluvions si fertiles, nous avons récolté au cours de nombreuses années, un grand nombre d'espèces remarquables. Voici les principales, énumérées dans l'ordre fourni par mes notes d'excursions, de 1890 à 1936: *Ranunculus lanuginosus* (L); *Melandrium nocti-*

florum (L) FRIES -(*Silene noctiflora* (L); *Descurainia Sophia* (L) WEBB.(*Sisymbrium Sophia*(L); *Sisymbrium pyrenaicum* (L) VILL *var.taraxacifolium* D.C.;*Lepidium virginicum* (L);*Cochlearia armoracia* (L);*Cochlearia officinalis* (L).; *Camelina sativa* (L).,*subsp.microcarpa* (*C.silvestris* (L).;*Lepidium ruderale* (L).;*Lepidium latifolium* (L).;*Vogelia paniculata* (L)., HÖRNEMANN. (*Neslia paniculata* (L).;*Medicago falcata* (L).;*Medicago media* PERS (*M.varia* (Th. MART.);*Potentilla recta* (L).;*Onopordon acanthium* (L).;*Centaurea solstitialis* (L).;*Centaurea calcitrapa* (L).;*Lactuca saligna* (L).;*Chenopodium* (L).;*Rumex maritimus* (L).;*Circium arvense* var. *mite* W. et G.;*Ceratophyllum demersum* (L).; *Euphorbia esula* (L).var.*salicitorum Jord.*; *Berteroa incanna* D. C.;*Sisymbrium orientale* (L) (*S.columnae* JACQ.);*Rapistrum perenne* (L)ALL.; *Lappula echinata* GILIB(*Echinospermum lappula* LEHM.);*Scirodela polyrrhiza* (L) SCHLEID.(*Lemma polyrrhiza* (L).;*Typha latifolia* (L).;*Leersia oryzoides* (L).;SW.*Festuca elatior subsp.arundinacea* SCHREB.;*Festuca myurus* SCY-WILL.; *Cynodon dactylon* (L) PERS.;*Galium tricorne* STCKES.

A noter que dans mes énumérations, je ne cite que les plantes indigènes les plus marquantes, à stations normales, et j'évite le plus possible les espèces introduites qui ne sont apparues que temporairement; exception est faite pour ces dernières,quand leur persistance pendant plusieurs années, leur concède un certain degré de naturalisation.

Il en sera de même pour les listes suivantes et spécialement pour les espèces des graviers de l'Ourthe,à l'île aux Aguesses (1890-1905).

***

Passons maintenant sur l'autre rive de la Meuse, dans l'angle formé par le confluent du fleuve et de l'Ourthe: c'est l'endroit anciennement dénommé: "l'Ile des Aguesses".

Endroit idyllique s'il en fut: grandes

prairies d'alluvion traversées du Nord au Sud par le chemin de fer du Nord-Belge; des mares entourées de peupliers, deux bras de l'Ourthe entourant l'île et, vers l'Est, un barrage en grosses pierres moussues, laissant suinter en cascatelles, les eaux de la rivière. Lieu de calme, de repos, très fréquenté par les promeneurs et les amants de la gaule, où paissaient les vaches, broutaient les moutons et les chèvres tandis que pendant la saison, l'odeur des foins embaumait l'air du voisinage.

1903! Tout est transformé en vue de l'Exposition Internationale de Liége de 1905, année qui "fut glorieuse pour la Cité".

Rectification de l'Ourthe, construction de quais, de ponts, de viaducs multiples, recouvrement des prairies, par des scories pulvérisées, canalisations souterraines, bâtiments de l'exposition, puis occupation des terrains rendus libres par des habitations modernes donnant ainsi naissance à un quartier nouveau.

Bref, ce n'est plus l'endroit champêtre de naguère où l'on pouvait opportunément réciter les vers de Madame DESHOULIERES:

"Dans ces prés fleuris
"Qu'arrose la Seine,
"Cherchez qui vous mène
"Mes chères brebis?....

Sans y avoir mené des brebis, nous y avons rencontré, observé de bonnes et rares espèces, récoltées parfois aux accents de musiques pastorales des guinguettes vennoises. Citons quelques-unes d'entr'elles, au fil de notre mémoire : *Thalictrum flavum* (L).; *Ranunculus flaccidus* HEDS (*R. divaricatus* SCHRANK.), *Ranunculus aquatilis* var. *peltatus* SCHRANK.; *Melandrium noctiflorum* (L) FRIES; *Silene dichotoma* EHRH. *Stellaria neglecta* WEIHE; *Conringia orientalis* (L) DUMORT, (*Erysimum orientale* R.Br.); *Sinapis orientalis* (L) KOCH et ZIZ.; *Iberis amara* (L).; *Melilotus parviflorus* (L). (*M. indicus* (L) ALL.); *Medicago falcata* (L).;

Trifolium ochroleucum HUDS; *Plantago ramosa* (GILIB) ASCHERS; *Salvia verticillata* (L).; *Salvia sclarea* (L).; *Scatiosa columbaria* (L)var. *palidus* (JORD).; *Knautia arvensis* (L) var. *indivisa* BCR (var. *agrestis* SCHMIDT); *Centaurea pratensis* var. *microptilon* GODR.; *Inula salicina* (L).; *Xanthium spinosum* (L).; *Chenopodium rubrum* (L).; *Scirpus compressus* (L) PERS.; *Echinochloa crus-galli* (L) P. BEAUV. (*Oplismenus crus-galli* (L).; *Festuca elatior* subsp. *arundinacea* SCHREB.; *Senecio aquaticus* HUDS; *Rubus ligericus* J. GEN.; *Sisymbrium altissimum* (L); *Sisymbrium sinapistrum* CRANTZ).; *Apleurum rotundifolium* (L).; *Sedum acre* (L) var. *sexangulare* (L) KOCH.

***

Passons maintenant au troisième secteur. C'est de beaucoup le plus important au point de vue botanique par suite de la diversité des conditions écologiques dans lesquelles vivaient les espèces phytiques. L'endroit désigné sous le nom d'I l e M o n c i n , ne répondait plus depuis longtemps déjà, à son vocable géographique.

Il faut savoir qu'avant LEJEUNE (1779-1858) et pendant la première jeunesse du botaniste verviétois, l'I l e M o n c i n était formée par les deux bras de la Meuse; celui de droite, le plus important et qui forme encore actuellement le cours du fleuve, et celui de gauche coupé postérieusement par un barrage en maçonnerie, que beaucoup d'entre nous ont connu, et qui supprima la dérivation de la Meuse, ne laissant pour toute trace qu'un chapelet de petites mares se continuant vers Herstal, par la Laiche et les marécages de Chertalle.

L'I l e M o n c i n , au temps où nous l'avons connue, constituait pour le botaniste une véritable oasis de plantes remarquables. Séparée du canal de Maestricht par un monticule sablo-argileux propice aux espèces xérophylles, on voyait en contre-bas, des prairies humides en bordure de mares aux eaux profondes et tranquilles; plus loin, des vastes campagnes de cultures

s'étendant jusque la grande courbe de la Meuse, entre Jupille et Wandre.Tous ces terrains variés expliquent à suffisance, la diversité des espèces floralesrencontrées dans ce coin de la banlieue.

En ces dernières années,de grands travaux ont profondément modifié la partie occidentale de l'I l e , celle qui nous intéresse le plus.

Le creusement du grand canal Albert a supprimé les mares, les prairies humides, les monticules; les quais, les écluses ont pris un développement énorme.S'il reste encore quelques mares à Chertalle, leurs jours sont comptés; déjà plusieurs sont comblées.

Que de fois nous y avons fait de fructueuses récoltes!Souvent nous y avons rencontré le regretté Professeur Baron L.FREDERICQ chassant les Nepas, les Notonectes,les Hydrophiles, pêchant les Limnées, les Planorbis, les Succins, etc., car ces mares étaient également recherchées par les entomologistes et les malacologistes.

Il ne nous reste plus qu'à imiter, au point de vue qui nous occupe,l'usage suivi dans les manifestations patriotiques, lors de l'inauguration des monuments aux héros de la guerre, faire l'Appel des Morts.

Nos disparues sont mortes aussi; disparitions causées par des nécessités économiques. Puisse leur trépas être justifié bientôt par une plus grande prospérité de la Cité.

Enumérons à tout hasard, ces principales victimes, en reconnaissance du plaisir qu'elles nous ont procuré en les récoltant:

Holosteum umbellatum (L).;*Arenaria leptoclados* (REICHB).*Cicutarium pimpinellae folium* (MER.) *Nuphar luteum* SIBTH. et SM.,*Conringia orientalis* (L) *Erysimum orientale* R.BR.,*Lepidium Draba* (L).,*Medicago falcata* (L).,*Lathyrus tuberosus* (L).,*Lathyrus Nissolia* (L).,*Lythrum Salicaria* (L).var. *ovalifolium* E. MART.,*Epilobium Lamyi* F. SCHULTZ.,*Myriophyllum verticillatum* (L).,*Myriophyllum spicatum* (L).,*Sium latifolium* (L).,*Sium erectum* (HUDS)*Sium augustifo-*

lium (L).;*Hottonia palustris* (L).;*Nymphoides peltata* (GMEL)KUNTZE *(Li.nanthemum nymphoides* (L).;*Oenanthe fistulosa* (L).;*Oenanthe aquatica* (L)POIR.*(O. phellandrium* LAM.);*Echium Wierzbicki* (HABERL.).;*Lappula echinata* GILIB.*(Echinospermum Lappula* LEHM.);*Solanum chlorocarpum* SP.; *Utricularia vulgaris* L.;*Salvia sclarea* L.; *Conium maculatum* L.;*Galeopsis speciosa* MILL.; *Galium palustre* L. var. *elongatum* (PRESL)G.BECK.; *Pulicaria vulgaris* GAERTN.;*Inula britannica* L. *Senecio paludosus* et var.*tomentosus* KOCH.;*Rumex Hydrolapathum* HUDS.;*Hippuris vulgaris* L.; *Ceratophyllum demersum* L.;*Sagittaria sagittifolia* L.;*Butomus umbellatus* L.;*Elodea canadensis* RUH.;*Potamogeton alpinus* BALB.;*Potamogeton lucens* L.;*Potamogeton crispus* L.;*Potamogeton perfoliatus* L.;*Potamogeton densus* L.;*Potamogeton pectinatus*L.;*Potamogeton pusillus* L.;*Zannichellia palustris* L.;*Spirodela polyrrhiza* SCH. (lemma).;*Lemna trisulca* L.;*Acorus calamus* L.; *Sparganium simplex* HUDS.;*Carex hirta* var.*hirtaeformis* (PERS.) LEJ.;*Heleocharis acicularis* (L.) BR.R.;*Scirpus lacustris* L.;*S.maritimus* L. *Echinochloa crus-galli* (L.) P.BEAUV.*(Oplismenus crus-galli* L.*)*;*Poa palustris* L.;*Festuca elatior* subsp.*arundinacea* SCHREB.;*Pedicularis palustris* L.;*Ornithogalum umbellatum* L.;*Stellaria palustris* RETZ.*(S.glauca* WITH.*)*

Les mares de l'I l e M o n c i n renfermaient plusieurs espèces d'algues d'eau douce et particulièrement des CHLOROPHYCEAE comme: *Conferva bombycina* AG.;*Draparnaldia glomerata* VAN.;*Trentepohlia aurea*; *T.odorata*; *Cladophora*, *Chara foetida* AL.BR.;*C.fragilis* DESV.

* *
*

Sur les hauteurs de Thier-à-Liége, de Haut-Pré et de Cointe en passant par Saint Gilles, les transformations et l'extension urbaine n'ont pas entraîné de grandes pertes floristiques, attendu que les terrains mis en valeur pour les constructions, étaient auparavent occupés par

des cultures maraîchères, des pépinières, des bosquets aménagés en promenades et des prairies vallonnées.

Nous avons cependant à déplorer la disparition de quelques bonnes espèces, entre autres: *Anemone hepatica* L. (Thier-à-Liége); *Muscari botryoides* L. (Thier-à-Liége), *Heracleum angustatum* L. (Haut-Pré); *Poa pratensis* L. var. *angustifolia* SM. (Haut-Pré); *Lamium hybridum* VILL. (*L. incisum* WILL.) (Haut-Pré); *Chenopodium foetidum* LAM. (*Ch. vulvaria* L.) (Cointe); *Vogelia paniculata* HORNEMANN, (Cointe); *Digitaria glabra* ROEM. et SCHULTES (*D. filiformis* KOEL.) (Cointe).

Ces disparitions de stations d'espèces intéressantes sont-elles compensées par des introductions nouvelles? Non, car les travaux de diverses natures que nous avons énumérés sont définitifs et ont totalement transformé l'aspect de la banlieue.

Ce n'est pas à dire que notre flore indigène soit appauvrie au point de vue absolu, mais c'est le nombre de stations qui est diminué. N'est-ce pas là un élément d'appauvrissement de notre patrimoine floral?

Notons surtout la perte de *Lepidium latifolium*, *Ranunculus lanuginosus* et de *Hippuris vulgaris*.

Déjà dans son CATALOGUE DE LA FLORE LIEGEOISE DE 1878 et dans son ETUDE COMPARATIVE DE LA VALLEE DE LA VESDRE avant et après 1840 (Bull. de la S.B.B. Tome XXI, 2°partie-1882), DURAND déplorait la perte constatée, pendant une durée de quarante ans, de 1838 à 1878, d'une cinquantaine de plantes et ce, en comparant ses listes au nombre d'espèces mentionnées dans les ouvrages de LEJEUNE: FLORE DE SPA (1811-1813); REVUE DE LA FLORE DE SPA (1825); COMPENDIUM FLORAE BELGICAE (1828-1836) et croissant, au temps du botaniste verviétois, dans les vallées de la Vesdre et de l'Ourthe. Je ferai remarquer que cette déficience atteignait surtout les espèces introduites, auxquelles LEJEUNE accordait presque la même

valeur qu'aux espèces autochtones. Néanmoins, on ne s'étonnera plus qu'une plante autrefois commune, soit devenue aujourd'hui très rare, parfois introuvable.

D'où le rôle important que peuvent remplir les Jardins Botaniques, en servant de refuges et de réserves aux espèces rares indigènes, menacées de disparaître dans un avenir plus ou moins rapproché.

Liége le 19 avril 1937

LABORATOIRE DE MORPHOLOGIE VEGETALE
et de
SYSTEMATIQUE

Université de Liége